QH
5
S932
NH

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde

Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart

SMITHSONIAN
DEC 1994
LIBRARIES

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 506	170 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Die Raupenfliegen (Diptera: Tachinidae) Mitteleuropas: Bestimmungstabellen und Angaben zur Verbreitung und Ökologie der einzelnen Arten

The Tachinids (Diptera: Tachinidae) of Central Europe: Identification Keys for the Species and Data on Distribution and Ecology

Von Hans-Peter Tschorsnig und Benno Herting, Stuttgart

Mit 291 Abbildungen

Summary

Keys are given for all central and northern European species of Tachinidae (Diptera). The most important data on distribution and ecology (mainly habitat, phenology, and host-range) are listed for the central European species.

Zuammenfassung

Es werden Bestimmungsschlüssel für alle in Mittel- und Nordeuropa vorkommenden Arten der Tachinidae (Diptera) gegeben. Für jede mitteleuropäische Art werden die wichtigsten Kenndaten zur Verbreitung und Ökologie (vor allem Habitat, Flugzeit und Wirtskreis) aufgelistet.

Inhalt

1. Einleitung 2
2. Begriffserklärungen 4
2.1. Allgemeines 4
2.2. Kopf 5
2.3. Thorax 7
2.4. Flügel 8
2.5. Beine 9
2.6. Abdomen 10
2.7. Bereifung 11
2.8. Färbung 11

2.9. Körpergröße 11
2.10. Abkürzungen 11
3. Schlüssel für die **Gattungen** 12
4. Schlüssel für die **Arten** 42
4.1. Subfamilie Exoristinae 42
4.2. Subfamilie Tachininae 63
4.3. Subfamilie Dexiinae 79
4.4. Subfamilie Phasiinae 85
5. Schlüssel für die höheren Kategorien 93
5.1. Schlüssel für die **Subfamilien** 94
5.2. Schlüssel für die **Tribus** 94
5.2.1. Subfamilie Exoristinae 94
5.2.2. Subfamilie Tachininae 95
5.2.3. Subfamilie Dexiinae 96
5.2.4. Subfamilie Phasiinae 96
6. Wichtigste Angaben zur **Verbreitung** und **Ökologie** der einzelnen Arten 124
6.1. Allgemeines 124
6.2. Subfamilie Exoristinae 126
6.2.1. Exoristini 126
6.2.2. Blondeliini 128
6.2.3. Acemyini 131
6.2.4. Ethillini 132
6.2.5. Winthemiini 132
6.2.6. Eryciini 133
6.2.7. Goniini 139
6.3. Subfamilie Tachininae 143
6.3.1. Tachinini 143
6.3.2. Nemoraeini 145
6.3.3. Linnaemyini 145
6.3.4. Ernestiini 147
6.3.5. Brachymerini 149
6.3.6. Pelatachinini 149
6.3.7. Macquartiini 149
6.3.8. Triarthriini 150
6.3.9. Neaerini 150
6.3.10. Siphonini 151
6.3.11. Leskiini 154
6.3.12. Minthoini 155
6.3.13. Microphthalmini 155
6.4. Subfamilie Dexiinae 155
6.4.1. Dexiini 155
6.4.2. Voriini 157
6.4.3. Dufouriini 160
6.5. Subfamilie Phasiinae 161
6.5.1. Eutherini 161
6.5.2. Phasiini 161
6.5.3. Catharosiini 163
6.5.4. Strongygastrini 163
6.5.5. Leucostomatini 163
6.5.6. Cylindromyiini 164
7. Literatur 166
8. Alphabetisches Verzeichnis der Gattungen 167

1. Einleitung

Die folgenden Bestimmungstabellen gelten für die Arten der mitteleuropäischen Tachinidae etwa nördlich der Linie Loire – Hauptkamm der Alpen – Grenze Slo-

wakei/Ungarn. Die wenigen Arten, die zusätzlich nur in Nordeuropa vorkommen, sind ebenfalls enthalten, so daß sich damit alle Tachinidae des gemäßigten Europa bestimmen lassen sollten. Desgleichen sind wenige mediterrane Arten mit aufgenommen, deren Vorkommen im Süden von Mitteleuropa nicht auszuschließen ist, obgleich sie dort noch nicht nachgewiesen worden sind. Insgesamt werden 591 Arten behandelt (siehe Kapitel 6).

Es wird abgeraten, mit den Tabellen Raupenfliegen aus Südeuropa zu bestimmen (obgleich dies in den meisten Fällen auch gelingen dürfte), denn es kommen bereits im Wallis oder im Tessin einige südliche Arten vor, die nicht mehr darin enthalten sind. Das gilt auch für manche Arten aus dem Südosten der Slowakei, die schon zum mediterranen Bereich gehören.

Die Alternativen der Tabellen enthalten nach Möglichkeit **mehr** als nur ein Unterscheidungsmerkmal. Dies soll eine Hilfe sein, um auch dann zu einem Ergebnis zu gelangen, wenn angegebene Merkmale schwer nachprüfbar sind (zum Beispiel falls Borsten oder Beine abgebrochen sind). Die wichtigsten Merkmale stehen in der Regel an erster Stelle.

Die Tabellen sind gedacht für getrocknete und sorgfältig genadelte Exemplare. Es lassen sich damit aber auch Präparate in Alkohol bestimmen, sofern man bereits über etwas Erfahrung verfügt. Es ist dann zu beachten, daß im Flüssigkeitspräparat manche Merkmale geringfügig verändert sein können. Dies betrifft vor allem die Färbung, weil helle und durchscheinende Körperzonen stärker hervortreten, sowie die Ausrichtung mancher Borsten, die nicht immer beibehalten wird (zum Beispiel bei den Apikalborsten des Scutellums). Desgleichen lassen sich die Farbe und die Grenzen der Bereifung oft nur schwer erkennen.

Auch wenn – was nicht selten vorkommt – Borsten abgebrochen sind, ist in der Regel eine Bestimmung noch möglich. In diesem Fall ist auf die Größe, Lage und Ausrichtung der Poren zu achten. Auch bei aus ihrer natürlichen Lage weggebogenen Borsten gibt die Ausrichtung des basalen Porus bei einiger Übung einen Hinweis auf die ursprüngliche Ausrichtung der Borsten. Dies gilt besonders für die Apikalborsten des Scutellums, die in einer Ebene oder senkrecht zum Scutellum stehen, divergieren oder konvergieren können.

Zur Bestimmung der Arten ist eine Stereolupe mit wenigstens 40facher Vergrößerung nötig. Manche Teile, vor allem die Augen, sollten zur Erkennung von feinster Behaarung gegen einen dunklen Hintergrund betrachtet werden.

In einigen Fällen ist die Berücksichtigung der Merkmale des Postabdomens nötig oder zumindest sehr von Vorteil. Die zur Bestimmung nötigen Cerci und Surstyli der ♂ (selten andere Teile), lassen sich mit etwas Übung freilegen, indem man sie mit einer hakenförmigen Nadel aus dem weichgemachten Abdomen hervorzieht. Beim Aufweichen (etwa 12 Stunden in einem Gefäß mit hoher Luftfeuchtigkeit) muß allerdings darauf geachtet werden, daß die Objekte nicht direkt mit Wasser in Berührung kommen, da sonst die Behaarung verklebt und die Bereifung einen irreparablen Schaden erleidet.

Die „normale“ individuelle Variabilität der Arten wurde bei der Erstellung dieser Tabellen berücksichtigt, soweit sie aufgrund des zur Verfügung stehenden Materials studiert werden konnte. Es war nicht möglich, darüber hinaus auf abnorme Ausbildungen einzelner Merkmale einzugehen, wie sie bei den Tachinidae leider zuweilen vorkommen. Wenn dem Benutzer zur Bestimmung nur ein einziges Exemplar zur Verfügung steht, ist das Ergebnis daher – besonders wenn es sich um neue oder sehr abweichende Befunde handeln sollte – mit der gebotenen Vorsicht zu werten. Die ausführlichen Beschreibungen von Mesnil (1944–1975, 1980) und Herting (1983)

sollten dann zur Kontrolle herangezogen werden. Diese Arbeiten stellen weiterhin die unverzichtbare Grundlage für jeden dar, der sich eingehender mit den Tachinidae beschäftigen will. Das Staatliche Museum für Naturkunde Stuttgart leistet Hilfe bei der Bestimmung von Raupenfliegen, insbesondere von solchen, die aus Wirten gezogen wurden.

Die nachfolgende Tabellen sind „künstlich", denn die Anordnung der Gattungen und Arten entspricht nicht den natürlichen Verwandtschaftsverhältnissen. Kapitel 5 bietet dagegen zusätzlich einen Bestimmungsschlüssel für die Subfamilien und Tribus. Dieser Schlüssel für die höheren Kategorien zeigt, daß eine praktikable Tabelle für alle Gattungen und Arten auf der Basis einer natürlichen Gruppeneinteilung bei den Tachinidae kaum zu realisieren ist. Zur Begründung der größeren natürlichen Gruppen werden vielfach Merkmale herangezogen, die in der Praxis nur selten zu ermitteln sind, wie zum Beispiel die Art der Wirte, Besonderheiten der Biologie, die Morphologie der Eier oder die Struktur des Postabdomens der ♂ und der ♀. Die vergleichsweise einfachen Merkmale der äußeren Morphologie sind dagegen wesentlich besser geeignet, um in der Praxis bei der Unterscheidung der Gattungen und Arten zu einem Ergebnis zu kommen.

Die Nomenklatur der höheren Kategorien, Gattungen und Arten sowie deren Anordnung in den Kapiteln 4 und 6 richtet sich – abgesehen von wenigen Ausnahmen – nach Herting & Dely-Draskovits (1993).

Dank

Für die Durchsicht des Manuskriptes und das Überlassen einer Liste mit teilweise unveröffentlichten Funddaten sei J. Ziegler (Eberswalde) gedankt. R. Belshaw (London) stellte freundlicherweise eine Datei mit Wirtsbefunden aus Großbritannien zur Verfügung. Dr. H. Schumann (Berlin) und Dr. R. Danielsson (Lund) danken wir für die leihweise Überlassung von Material. Die Deutsche Forschungsgemeinschaft förderte dankenswerterweise einen Teil dieser Arbeit.

2. Begriffserklärungen

2.1. Allgemeines

Die nachfolgenden Definitionen und Erläuterungen beziehen sich nur auf die in den Schlüsseln verwendeten Begriffe. Es handelt sich in keiner Weise um einen erschöpfenden Katalog zur Morphologie.

Bei den Abdominalanhängen ist zu beachten, daß sich die Lagebeziehungen „dorsal" und „ventral" auf das theoretisch ganz nach hinten ausgeklappte Postabdomen beziehen und nicht auf dessen tatsächliche Lage im Ruhezustand.

Die Unterscheidung der Geschlechter ist für die Benutzung der Tabellen oft wichtig. Zwar gibt es eine Anzahl leicht sichtbarer sekundärer Geschlechtsmerkmale, die zur Trennung von ♂ und ♀ geeignet sind. So haben die ♂ zum Beispiel meist eine schmalere Stirn und längere Vorderkrallen als die ♀, keine äußeren Orbitalborsten (oe) und bei manchen Gruppen einen Sturmia-Fleck. Diese Merkmale sind jedoch nicht ohne zahlreiche Ausnahmen gültig, so daß sie erst dann sicher benutzt werden können, wenn man bereits einige Kenntnis der Tachinen besitzt. Es ist daher empfehlenswert, sich zur Unterscheidung der Geschlechter gleich an das zuverlässigste, jedoch manchmal nicht leicht erkennbare Merkmal zu gewöhnen, nämlich das Vorhandensein des Epandriums bei den ♂ (siehe Kapitel 2.6.).

2.2. Kopf

Arista: Eine starke dreigliedrige Borste an der dorsalen Basis des 3. Fühlergliedes (Abb. 2, 39). Die Arista ist meist nackt oder fast nackt (Abb. 38, 39, 41–45, 47, 48), seltener kurz behaart (Abb. 27, 40, 49) oder lang gefiedert (Abb. 24, 28, 46). Ihre zwei Basalglieder sind in der Regel kurz (Abb. 38–42), bei manchen Gattungen können aber eines davon oder beide verlängert sein (Abb. 43–45, 47).

Augenbehaarung: Die Augen der Tachinidae können dicht und lang behaart (Abb. 3–7) oder praktisch nackt sein (Abb. 19–24). Selbst bei völlig nackt erscheinenden Augen erkennt man bei starker Vergrößerung gegen einen dunklen Hintergrund aber oft noch winzige, vereinzelte Härchen. Als „behaart" gelten in den Bestimmungstabellen solche Augen, deren Haare wenigstens so lang sind wie der gemeinsame Durchmesser von 3–4 Augenfacetten. Als „unbehaart" werden Augen bezeichnet, deren Härchen höchstens so lang sind wie der Durchmesser von 2,5 Augenfacetten.

Äußere Orbitalborsten (oe): Ein Paar oder mehrere (meist 2) Paare nach vorn gebogener Borsten auf den Parafrontalia zwischen den Stirnborsten und dem Augenrand (Abb. 1). Äußere Orbitalborsten sind in der Regel vorhanden bei den ♀ (Abb. 6, 12–14) und meist fehlend bei den ♂ (Abb. 3–5). Es gibt jedoch zahlreiche Gattungen oder Arten, bei denen dies nicht zutrifft.

Äußere Vertikalborsten (ve): Nach außen gebogenes Borstenpaar auf dem Scheitel nahe der Augen (Abb. 1). Die äußeren Vertikalborsten sind in der Regel wesentlich kürzer und schwächer als die inneren Vertikalborsten, zuweilen auch haarförmig oder ganz fehlend (Abb. 9, 15).

Bogennaht: Eine Naht, die nach der Rückbildung der beim Schlüpfen verwendeten Stirnblase verbleibt (Abb. 15).

Fühlerproportionen: Die Messung der Länge des zweiten und des dritten Fühlergliedes erfolgt in einer durchlaufenden geraden Linie wie in Abb. 42a, 42b gezeigt. Als Grenze zwischen den beiden Gliedern gilt der (exakt von der Seite gesehene) vordere Unterrand des 2. Gliedes. Die Breite des 3. Fühlergliedes wird auf der Höhe seiner Mitte gemessen (Abb. 42c). Diese letztere Größe kann manchmal nicht exakt gemessen werden, da die Fühler in ihrer natürlichen Lage in der Seitenansicht ± von den Gesichtsleisten verdeckt werden. In solchen Fällen genügt eine Schätzung.

Gesicht: Vorderer Teil des Kopfes zwischen Fühlerbasis, Bogennaht und vorderem Mundrand. Die Höhe des Gesichtes wird gemessen zwischen der Basis der Vibrisse und der hinteren oberen Basis des 1. Fühlergliedes (Abb. 10a).

Gesichtskiel: Kielförmige Erhebung auf dem Gesicht zwischen den Fühlern (Abb. 28, 29). In der Regel nur bei einigen Dexiini vorhanden.

Gesichtsleiste: Ein flacher oder gewölbter Streifen am Seitenrand des Gesichtes, nach außen begrenzt durch die Bogennaht (Abb. 15). Die Gesichtsleisten können fast nackt sein (Abb. 19–23), in verschiedenem Umfang Haare oder Börstchen aufweisen (Abb. 3, 7, 13) oder auch starke Borsten tragen (Abb. 6, 8, 9). Die Borsten auf den Gesichtsleisten dürfen nicht mit Borsten auf den Wangen verwechselt werden (Abb. 11, 25).

Großer Augendurchmesser: Maximaler Augendurchmesser von der Seite gesehen (Abb. 10c).

Haustellum: Mittlerer, sklerotisierter Teil des Rüssels (Abb. 2, 34). Seine Länge wird gemessen von hinten bis zum unteren Ansatzpunkt der Labellen (Abb. 34b), sein Durchmesser auf der Mitte dieser Strecke (Abb. 34a).

Hinterkopf: Bereich des Kopfes hinter Scheitel, Postokularzilien und Peristom (Abb. 1). Der Hinterkopf trägt in verschiedenem Umfang helle, oft etwas schuppenförmige Behaarung und/oder schwarze Haare oder Börstchen.

Innere Orbitalborsten (oi): Ein oder mehrere Paare etwas nach hinten gebogener Borsten im oberen Bereich der Parafrontalia (Abb. 1, 3, 14, 16). Die inneren Orbitalborsten sind bei vielen Tachinidae von den obersten Stirnborsten durch ihre Stärke und etwas abgesetzte Stellung zu unterscheiden.

Innere Vertikalborsten (vi): Starkes Borstenpaar auf dem Scheitel (Abb. 1), in paralleler, konvergierender oder gekreuzter Stellung, nur bei wenigen Gattungen mit sehr schmaler Stirn schwach oder haarförmig entwickelt (Abb. 26, 58).

Kleiner Augendurchmesser: Minimaler Augendurchmesser von der Seite gesehen (Abb. 10d).

Labellen: Der zur Aufnahme der Nahrung dienende Endabschnitt des Rüssels (Abb. 2, 30, 34). Die Labellen sind meist ± weichhäutig und beim getrockneten Sammlungsexemplar daher Schrumpfungen unterworfen.

Occipitale Erweiterung: Sklerotisierte behaarte Zone auf dem Peristom als eine Art Verlängerung des Hinterkopfes (Occiput) nach vorn (Abb. 2). Die occipitale Erweiterung ist bei manchen Gattungen ± reduziert (Abb. 8, 24, 28).

Ocellendreieck: Die in der Regel schwach gewölbte, ± dreieckige Platte, auf der sich die 3 Ocellen befinden (Abb. 1).

Ocellarborsten: Ein Paar Borsten auf dem Ocellendreieck (Abb. 2), meist zwischen den Ocellen (Abb. 53, 56–58) stehend, seltener etwas nach außen gerückt auf die Höhe des vorderen Ocellus oder noch etwas davor (Abb. 54). Die Ocellarborsten sind bei manchen Gattungen oder Arten haarförmig oder ganz fehlend (Abb. 22, 24). Sie sind in der Regel nach vorn gebogen (proklinat), können aber auch zur Seite gebogen (lateroklinat) oder ± aufgerichtet und nach hinten gebogen (reklinat) sein (Abb. 11, 55).

Orbitalborsten: Siehe **innere**, bzw. **äußere** Orbitalborsten.

Parafrontalia: Bereich der Stirn entlang der Augen, nach innen begrenzt durch den Stirnstreifen (Abb. 54).

Peristom: Unterer seitlicher Teil des Kopfes, nach oben begrenzt durch die Wangen und den unteren Augenrand, nach vorn begrenzt durch die nach unten verlöschende Bogennaht, nach unten begrenzt durch die Mundöffnung, nach hinten unscharf begrenzt durch den Hinterkopf (Abb. 2). Die Breite (= Höhe) des Peristoms wird – wenn nicht anders angegeben – von der Seite gesehen an seiner schmalsten Stelle gemessen (Abb. 10e).

Peristomalborsten: Untere Randborsten des Kopfes auf dem Peristom (Abb. 2).

Postocellarborsten: Ein oder zwei Paar schwacher Borsten direkt hinter dem Ocellendreieck (Abb. 1, 2, 4, 5).

Postokularzilien: Eine Reihe meist kurzer Borsten oder Börstchen entlang des hinteren Augenrandes (Abb. 1).

Prävertikalborste: Nach außen gerichtetes Borstenpaar am oberen Ende der Parafrontalia (Abb. 28), nur bei manchen Gattungen und Arten vorhanden.

Scheitel (Vertex): Oberster Bereich des Kopfes zwischen den oberen Ecken der Augen (Abb. 54).

Stirn (Frons): Anterodorsaler Bereich des Kopfes zwischen den Augen, nach vorn begrenzt durch die Fühlerbasis, nach hinten durch die Vertikalborsten (Abb. 2). Die **Länge** der Stirn wird gemessen von der Ecke hinter dem 1. Fühlerglied bis zur Verbindungslinie zwischen den inneren Vertikalborsten (Abb. 10b). Ihre **Breite** wird – wenn nicht anders angegeben – direkt von oben gesehen an ihrer schmalsten Stelle gemessen (Abb. 57a). Diese Stelle kann auch vor dem Scheitel liegen (Abb. 58). Der Wert wird in Beziehung gesetzt zu der Breite eines Auges, letztere ermittelt aus der Formel: maximale Kopfbreite minus Stirnbreite geteilt durch zwei.

Stirnborsten (Frontalborsten): Eine Reihe Borsten am Innenrand der Parafrontalia (Abb. 1). Sie können nach vorn bis weit auf die Wangen herabreichen (bei *Exorista* oft noch viel weiter als in Abb. 5) oder nur bis zur Basis der Fühler (Abb. 26, 28, 29).

Stirnstreifen: Mittlerer nicht sklerotisierter (± membranöser) Streifen der Stirn zwischen den Parafrontalia (Abb. 54).

Subfacialborsten: Randborsten des Kopfes auf dem Abschnitt der Gesichtsleisten unter der Vibrisse. An die Subfacialborsten schließt die Reihe der Peristomalborsten an, die manchmal nicht exakt von den Subfacialborsten zu trennen ist.

Taster: Eingliedrige paarige Anhänge an der Basis des Rüssels (Abb. 2, 34). Die Taster sind in ihrer Distalhälfte normalerweise verbreitert (Abb. 32, 34–37), selten fadenförmig (Abb. 30, 31, 33) oder nahezu ganz reduziert (Abb. 22). Die Breite der Taster (gemeint ist der maximale Durchmesser) wird real gemessen, das heißt eventuell unter einem anderen Blickwinkel als von der Seite gesehen.

Vertikalborsten: Siehe **innere**, bzw. **äußere** Vertikalborsten.

Vibrissen: Ein Paar in der Regel sehr starker Borsten am unteren Ende der Gesichtsleisten (Abb. 2).

Vorderer Mundrand: Unterer vorderer Rand des Gesichtes. Der Mundrand liegt in nahezu einer Ebene mit dem Gesicht und ist dann von der Seite nicht sichtbar (Abb. 2–5) oder er ist ± stark vorgezogen (Abb. 19–23, 26–28).

Wangen: Bereich des Kopfes zwischen vorderem Augenrand und Gesichtsleisten, oben angrenzend an die Parafrontalia, unten an das Peristom (Abb. 2). Die Wangen können nackt (Abb. 2–7) oder behaart (Abb. 9, 11, 24) sein oder auch nach unten gebogene Borsten aufweisen (Abb. 18, 22, 25). Die Unterscheidung von behaarten oder beborsteten von nackten Wangen ist für den Gebrauch der Schlüssel wichtig. **Nicht** als Wangenborsten zu betrachten sind die ± weit auf die Wangen herabgehenden, **nach oben gebogenen** Stirnborsten, auch wenn sie noch weiter herabgehen als in Abb. 5. Wenige Haare direkt unter den Stirnborsten zählen ebenfalls **nicht** zur Wangenbehaarung (Abb. 3, 13, 21). Eventuell auftretende Zweifelsfälle (wie zum Beispiel in Abb. 19) sind in den Tabellen an mehreren Stellen berücksichtigt. Die Beborstung der Wangen ist sorgfältig zu unterscheiden von Borsten, die sich auf den Gesichtsleisten befinden (Abb. 6). Die Messung der **Wangenbreite** erfolgt – falls nicht anders angegeben – real, das heißt aus einem (wenn auch manchmal nur geringfügig) anderen Blickwinkel als direkt von der Seite. Die Meßstelle liegt – wie angegeben – entweder an der schmalsten Stelle der Wangen (Abb. 10f) oder auf halber Höhe.

2.3. Thorax

Acrostichalborsten (acr): Die beiden innersten dorsalen Längsreihen von Borsten (Abb. 1).

Apikalborsten des Scutellums (Apikalen): Das hinterste Paar Randborsten am Scutellum (Abb. 1, 100–117). Die Apikalborsten sind meist gekreuzt (Abb. 103, 108, 112–117), manchmal parallel (Abb. 100) oder divergierend (Abb. 105). Zuweilen fehlen sie (Abb. 104, 107).

Basalborsten des Scutellums (Basalen): Ein Paar Randborsten an der Basis des Scutellums (Abb. 1, 104, 111).

Barrette: Eine schmale Platte an der Seite des Thorax zwischen Pteropleure und Hypopleure, in der Verlängerung der oberen hinteren Ecke der Sternopleure (Abb. 2, 97, 98).

Bulbus: Knopfförmige Verdickung des Thorax am unteren Vorderrand der Flügelwurzel (Abb. 2).

Dorsozentralborsten (dc): Die dorsale Längsreihe von Borsten außen neben den Acrostichalborsten (Abb. 1, 82–85).

Humeralborsten: Borsten auf dem Humeralcallus (Abb. 1, 70–81). Die in einer ± geraden Reihe angeordneten (Abb. 70, 78) oder ein Dreieck bildenden (Abb. 79) starken Hauptborsten werden als basale Borsten bezeichnet; die davor stehenden und meist nach innen gerückten Borsten sind die vorderen Borsten (Abb. 78).

Humeralcallus: Konvexe Schwellung an den dorsalen Vorderecken des Thorax (Abb. 1, 2).

Intraalarborsten (ia): Die dorsale Längsreihe von Borsten außen neben den Dorsozentralborsten (Abb. 1, 84, 86–88).

Lateralborsten des Scutellums (Lateralen): Ein Paar oder mehrere Paare Randborsten am Scutellum, zwischen Basalborsten und Subapikalborsten (Abb. 1, 104, 111).

Mesopleure: Obere seitliche Platte des Thorax, vorn begrenzt durch Humeralcallus und Vorderstigma, unten durch die Sternopleure, hinten durch die Pteropleure (Abb. 2).

Naht: Siehe **Quernaht**.

Notopleuralborsten: Die 2 Borsten auf der Notopleure (Abb. 1, 92).

Notopleure: Eine kleiner, etwas vertiefter Streifen an den oberen Seiten des Thorax hinter dem Humeralcallus (Abb. 2).

Postalarcallus: Konvexe Schwellung an den dorsalen Hinterecken des Thorax (Abb. 1).

Posthumeralborsten: Ein oder mehrere Borsten hinter dem Humeralcallus (Abb. 1, 92).

Postscutellum: Stark konvexe polsterförmige Schwellung unter dem Scutellum (Abb. 2). Nur in Ausnahmefällen ist diese Schwellung bei den Tachinidae wenig konvex (Abb. 94) oder sogar konkav (Abb. 93), siehe hierzu die besondere Tabelle (A – G) vor der Gattungstabelle.

Präalarborste: Die erste Supraalarborste hinter der Quernaht (Abb. 1, 2, 82).

Präsuturalborste: Eine einzelne, meist starke Borste über den Notopleuren, etwa in einer Linie mit den Supraalarborsten (Abb. 1, 92). Diese Borste darf nicht verwechselt werden mit der präsuturalen Intraalarborste (Abb. 83), die nicht immer vorhanden ist.

Propleure: Die flache Platte vorn an der Seite des Thorax unter dem Humeralcallus (Abb. 2). Die Propleure kann nackt (Abb. 91) oder behaart (Abb. 90) sein.

Prosternum: Ventrale Platte vor und zwischen den Vorderhüften (Abb. 67–69). Das Prosternum kann nackt sein (Abb. 67) oder es befinden sich Haare oder Börstchen an seinem Seitenrand oder auch auf seiner Fläche (Abb. 68, 69).

Pteropleuralborste: Eine Borste am Oberrand der Pteropleure direkt unter der Flügelwurzel (an der Stelle, an der sich in Abb. 2 die feine Behaarung befindet). Die Borste ist manchmal fehlend (wie in Abb. 2) oder auch verdoppelt.

Pteropleure: Platte unterhalb der Flügelwurzel direkt hinter der Mesopleure (Abb. 2).

Quernaht: Linienförmiger Eindruck quer über dem Thorax (Abb. 2).

Scutellum: Hinterer dorsaler, halbkreisförmiger bis dreieckiger Abschnitt des Thorax (Abb. 1, 2, 100–117).

Sternopleuralborsten (st): Die Borsten in der oberen Hälfte der Sternopleure (Abb. 2). Am häufigsten sind 3 Sternopleuralborsten (Abb. 95, 96); es können aber auch 1 (Abb. 99), 2 (Abb. 97), 4 (Abb. 98) oder sogar mehr Borsten vorhanden sein.

Sternopleure: Große, ± dreieckige Platte an der Seite des Thorax zwischen Vorder- und Mittelhüfte, oben begrenzt durch Mesopleure und Pteropleure (Abb. 2, 95–99).

Subapikalborsten des Scutellum (Subapikalen): Ein Paar Borsten am seitlichen Hinterrand des Scutellums (Abb. 1, 104, 107, 108, 111, 117). Die Subapikalen sind meist das stärkste scutellare Borstenpaar.

Substigmatikalborsten: Ein oder mehrere Borsten unter dem Vorderstigma (Abb. 2, 90, 91).

Supraalarborsten: Die äußerste dorsale Längsreihe von (meist 3) Borsten außen neben den Intraalarborsten (Abb. 1). Die vorderste Supraalarborste wird als Präalarborste bezeichnet.

2.4. Flügel

Analader: 7. Längsader des Flügels. Die Analader erlischt in der Regel vor dem Hinterrand des Flügels (Abb. 118, 127–131, 133–141). Bei wenigen Gattungen erreicht sie jedoch den Rand wenigstens geschwächt (Abb. 132).

Basicosta: Die kleine Platte vorn an der Flügelbasis, die direkt an die Epaulette anschließt (Abb. 118).

Beugung von m: Abgerundete (Abb. 131, 139) oder winklige (Abb. 127, 133, 135, 137) Krümmung der Media. Die Beugung kann eine Schattenfalte aufweisen (Abb. 127, 135) oder einen echten Aderanhang (Abb. 133). Zur sicheren Erkennung der Schattenfalte ist manchmal eine schräge Ansicht des Flügels nötig. Der kürzeste Abstand der Beugung zum Flügelhinterrand wird gemessen wie in Abb. 122, 123.

Calyptra: Größerer (in Ruhestellung unterer) der beiden membranösen Loben an der Flügelbasis (Abb. 112–117, 118).

Costa: Die starke Ader, die den Vorderrand des Flügels bildet (Abb. 118, c).

Costaldörnchen: Kurze Dörnchen am Vorderrand der Costa.

cu_1: 1. Cubitus-Ader = 6. Längsader des Flügels (Abb. 118).

Epaulette: Die erste kleine Platte vorn an der Basis des Flügels (Abb. 118).

Flügelrandabschnitt: Siehe **Randabschnitte des Flügels**.

Flügelschüppchen: Kleinerer (in Ruhestellung oberer) der beiden membranösen Loben an der Flügelbasis (Abb. 112, 118). Das Flügelschüppchen darf nicht mit dem Flügellappen verwechselt werden (Abb. 118).

Halteren: Schwingkölbchen, hinter dem Hinterstigma des Thorax (Abb. 1).

Letzter Abschnitt von cu_1: Der Abschnitt von cu_1 hinter der Querader m-cu (Abb. 118).

Media (m): 5. Längsader des Flügels (Abb. 118).

m-cu: Die in Randnähe liegende Querader zwischen der Media (m) und der 1. Cubitus-Ader (cu_1) (Abb. 118).

Randabschnitt des Flügels: Der Vorderrand des Flügels wird in 6 Abschnitte eingeteilt (cs_1 bis cs_6 in Abb. 118). Der 6. Randabschnitt reicht von der Mündung der Media bis zur

Flügelspitze, wobei als Flügelspitze der Punkt des Flügelrandes mit der weitesten Entfernung zur Flügelbasis gilt.

Randader: Siehe **Costa**.

Randdorn: Eine starke Borste der Costa an der Einmündung der Subcosta, direkt vor der Costa-Bruchstelle (Abb. 118, 142).

r-m: Die kleine Querader zwischen r_{4+5} und m (Abb. 118).

r_1: 1. Radius-Ast = 2. Längsader des Flügels (Abb. 118).

r_{2+3}: Verschmolzener 2. und 3. Radius-Ast = 3. Längsader des Flügels (Abb. 118).

r_{4+5}: Verschmolzener 4. und 5. Radius-Ast = 4. Längsader des Flügels (Abb. 118). Die Basis von r_{4+5} befindet sich an der Abzweigung der Ader r_{2+3}.

R_5: Die Flügelzelle, die umschlossen wird von den Adern r_{4+5}, r-m und m (Abb. 118). R_5 kann offen (Abb. 118–123), am Flügelrand geschlossen (Abb. 128, 132) oder gestielt sein (Abb. 124–126, 133, 136, 139).

Spitzenquerader: Der ± parallel zum Flügelhinterrand verlaufende Abschnitt von m nach der Beugung (Abb. 118). Bei sehr wenigen Gattungen fehlt eine Spitzenquerader, da entweder der Endabschnitt von m erloschen ist (Abb. 129, 141) oder aber m ohne Beugung bis zum Flügelrand verläuft (Abb. 140).

Stiel von R_5: Siehe **R_5**.

Subcosta: 1. Längsader des Flügels (Abb. 118).

2.5. Beine

ad: Siehe **Stellung der Borsten**.

Anterodorsaler Kamm der Hintertibia: Bei manchen Arten ist die anterodorsale Beborstung sehr regelmäßig ausgebildet und bildet eine Art Kamm (Abb. 156, 157, 160–162), bei der Mehrzahl der Tachinidae sind die ad-Borsten jedoch unregelmäßig und weniger zahlreich (Abb. 158, 159, 163, 164).

av: Siehe **Stellung der Borsten**.

Endsporne: Die Borsten am distalen Ende der Tibien werden konventionell als Endsporne bezeichnet (Abb. 148–150, 158, 159). Bei der Hintertibia ist hauptsächlich die Anzahl und Länge der Sporne in ± dorsaler (das heißt anterodorsaler, genau dorsaler und posterodorsaler) Stellung von Bedeutung, ebenso die Länge des posteroventralen Endsporns im Verhältnis zum anteroventralen Endsporn (Abb. 158, 159). Meist sind an der Hintertibia 2 dorsale Endsporne vorhanden (Abb. 156–158, 160, 161), seltener 3 (Abb. 159, 162). Bei der Vordertibia ist die sichere Erkennung des dorsalen und anterodorsalen Endsporns wichtig, da das Längenverhältnis der beiden Borsten im Schlüssel oft als diagnostisches Merkmal benutzt wird. Der anterodorsale Endsporn der Vordertibia ist meist schwächer und kürzer als der dorsale Endsporn (Abb. 148), manchmal nur haarförmig oder fast fehlend; er kann jedoch auch so lang wie der dorsale Endsporn (Abb. 149) oder sogar länger sein (Abb. 150). Zu den Lagebezeichnungen und ihren Abkürzungen siehe bei **Stellung der Borsten**.

Hinterhüften: Das Fehlen (Abb. 166) oder Vorhandensein (Abb. 165) von Borsten oder Behaarung am posterodorsalen Rand der Hinterhüften ist ein diagnostisch wichtiges Merkmal.

Innenborste: Die Borste der Mitteltibia in ventraler oder etwas anteroventraler Stellung wird konventionell als Innenborste bezeichnet (Abb. 154).

Krallen: Die hakenförmigen paarigen Anhänge am 5. Tarsenglied (Abb. 145–147).

pd: Siehe **Stellung der Borsten**.

Pulvillen: Die Haftlappen am letzten Tarsenglied (Abb. 145–147). Wenn die Krallen abgebrochen sind, dann geben die Pulvillen einen Hinweis auf deren ursprüngliche Länge, da Krallen und Pulvillen annähernd gleichlang sind.

pv: Siehe **Stellung der Borsten**.

Stellung der Borsten (Abb. 148–150, 152–164): Um die Lage der Borsten zu beschreiben, muß man sich das betreffende Bein im rechten Winkel zur Körperlängsachse der Fliege weggestreckt vorstellen. Die genau dorsale Position des Beines ist in der Regel durch einen schmalen Grat deutlich gekennzeichnet, der durch eine doppelte Linie von Haaren oder kurzen Börstchen begrenzt wird (Abb. 148–150, 152, 153, 156–159). Die

Borsten oder Haare etwas davor befinden sich in anterodorsaler (*ad*) Stellung, die etwas dahinter in posterodorsaler (*pd*) Stellung. Die Borsten direkt auf der Unterseite des Beines befinden sich in ventraler Stellung; anteroventral (*av*) beziehungsweise posteroventral (*pv*) sind entsprechend anzuwenden. Zwischen der posterodorsalen und der posteroventralen Position können sich Borsten auch in genau „hinterer" Stellung befinden.

2.6. Abdomen

Aedeagus: Das röhren- oder schlauchförmige eigentliche Begattungsorgan der ♂ (Abb. 234–237).

Cerci: Die Cerci der ♂ sind ventrale caudale Anhänge am Epandrium (Abb. 234, 238–291). Sie sind entweder durch eine basale Naht getrennt und ihre Enden frei (Abb. 271, 272) oder aber zu einem gemeinsamen Syncercus verschmolzen (Abb. 273–291). Die Cerci der ♀ sind in der Regel klein und unscheinbar. Größere Cerci haben die ♀ mancher Phasiinae (Abb. 201, 202).

Diskalborsten: Borsten im dorsalen Bereich eines Tergites weit vor dessen Hinterrand (Abb. 2, 167). Entsprechende Borsten im seitlichen Bereich eines Tergites werden als Laterodiskalborsten bezeichnet (Abb. 167).

Epandrium: Halbkugelförmiges oder kapselartiges Sklerit des Postabdomens der ♂ (Abb. 234, 235). Das Epandrium trägt dorsal die Abdominalöffnung, caudal und ventral die Anhänge Cerci und Surstyli. Es ist meist weitgehend in Tergit 5 eingezogen, kann aber in den allermeisten Fällen ohne besondere Präparation von hinten oder schräg von unten in der Abdominalöffnung erkannt werden (Abb. 186–188, 193–196). Bei einigen Gruppen ist es auch von der Seite sichtbar (Abb. 203–208). Von der Segmentabfolge her ist das Epandrium Tergit 9. Die Länge des Epandriums wird gemessen von seiner dorsalen Vorderkante bis zur Basis der Cerci.

Hypandrium: Sternit 9 der ♂. Das Hypandrium trägt Prä- und Postgonite sowie den Aedeagus (Abb. 234, 235).

Hypopygium: Postabdomen der ♂ ab einschließlich Segment 9, bestehend aus dem Epandrium mit Cerci und Surstyli sowie dem Hypandrium mit Prä- und Postgoniten sowie dem Aedeagus (Abb. 234, 235).

Laterodiskalborsten: Siehe **Diskalborsten**.

Marginalborsten: Borsten am Hinterrand eines Tergites (Abb. 2). Wenn in den Tabellen nicht unterschieden wird zwischen dorsalen Marginalborsten und Lateromarginalborsten, dann sind unter „Marginalborsten" immer die dorsalen Marginalborsten oder aber ein ganzer Kranz von Marginalborsten am Hinterrand eines Tergites zu verstehen.

Postabdomen: Die Segmente ab einschließlich Segment 6. Das Postabdomen ist als ein funktioneller Komplex deutlich vom davorliegenden Präabdomen abgesetzt und liegt meist ± versteckt in Tergit 5 (Abb. 186–188), kann aber auch weitgehend frei sichtbar sein (Abb. 219–221). Das Postabdomen dient bei beiden Geschlechtern der Begattung sowie bei den ♀ der Eiablage.

Postgonite: Hintere lobus- oder hakenförmige Anhänge am Hypandrium (Abb. 234, 235).

Prägonite: Vordere lobus-, platten- oder hakenförmige Anhänge am Hypandrium (Abb. 234, 235).

Segment 7+8: Bei den ♂ eine gewölbte Platte oder ein streifenartiges schmales Sklerit vor dem Epandrium (bei den meisten Gruppen allerdings viel kleiner als in Abb. 203, 204). Manchmal ist Segment 7+8 mit Tergit 6 verwachsen (Abb. 193, 194).

Sternite: Die ventralen Segmentplatten des Abdomens. Bei der Mehrzahl der Tachinidae sind die kleinen schmalen Sternite weitgehend verdeckt von den auf die Ventralseite reichenden Tergiten (Abb. 184, 186–188), sie können aber auch frei sichtbar in der umgebenden Membran liegen (Abb. 183).

Sternit 5: Bei den ♂ ist Sternit 5 fast immer anders gebildet als die vorangehenden Sternite (Abb. 229–233). Es gehört funktionell zum Komplex des Postabdomens.

Sturmia-Fleck: Paarige Flecke anliegender dichter Behaarung auf glänzendem Untergrund, ventral oder lateral auf den Abdominaltergiten gelegen. Ein Sturmia-Fleck findet sich bei den ♂ einiger Gattungen, meist auf Tergit 4 (Abb. 186), manchmal auch auf den Tergiten 3 oder 5.

Surstyli: Ventrale caudale Anhänge am Epandrium vor den Cerci (Abb. 234, 235, 238–272).
Syncercus: Siehe **Cerci**.
Tergite: Die dorsalen Segmentplatten des Abdomens, die sich bei der Mehrzahl der Tachinidae so weit auf die Ventralseite erstrecken, daß sie fast den gesamten Umfang des Abdomens ausmachen (Abb. 167–173). Das von oben sichtbare 1. Segment des Abdomens ist in Wirklichkeit das große 2. Tergit, das mit dem kleinen 1. Tergit verschmolzen ist (Abb. 2). Es kann dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt sein (Abb. 1, 168) oder fast gar keine Höhlung aufweisen (Abb. 171–173). In der Regel sind in dorsaler Ansicht nur 4 Segmente sichtbar (Tergite 1+2, 3, 4 und 5) (Abb. 1, 2, 167–170, 172, 173), selten mehr (Abb. 171). Die Länge der Tergite wird in deren dorsalen Mittellinie gemessen, jedes einzelne Tergit dabei senkrecht von oben gesehen.
Tergit 6: Bei den ♂ befindet sich zwischen Segment 7+8 und Tergit 5 das in der Regel kleine Tergit 6 (Abb. 204). Es kann reduziert sein, so daß nur eine Membran vorhanden ist, oder es ist mit Segment 7+8 zu einem Komplex verwachsen (Abb. 193, 194, 203). Tergit 6 ist nur bei den Gruppen mit weitgehend freiliegendem Postabdomen ohne Präparation erkennbar.

2.7. Bereifung

Die Ausdehnung, Dichte und Farbe der Bereifung von Kopf, Thorax und Abdomen ist für die Trennung nahe verwandter Arten oft von großer Bedeutung. Diese mikroskopisch feine, reflektierende Behaarung wirkt bei oberflächlicher Betrachtung wie eine dünne wachsartige Schicht. Sie ist gegen Berührung und Fettaustritt empfindlich. Es ist zu beachten, daß normalerweise helle oder gezeichnete Körperteile unter Umständen ganz schwarz erscheinen können, wenn die Bereifung mit Fett getränkt oder abgerieben ist.

Die Breite der Thorakalstreifen ist – wenn nicht anders angegeben – in der Mitte des Thorax vor der Naht zu messen (Abb. 61). Der Blickwinkel beträgt dabei etwa 45° von hinten (bei direkter Aufsicht erscheinen die Streifen in der Regel wesentlich schmaler). Auch beim Abdomen ist zu beachten, daß die Bereifung aus einem Blickwinkel schräg von hinten angesprochen wird, **nicht** in der direkten Aufsicht.

2.8. Färbung

Die überwiegende Mehrzahl der Tachinidae ist schwarz gefärbt, wirkt durch die Bereifung aber ± hell- oder dunkelgrau. Bei wenigen Gattungen oder Arten treten gelbe oder rote Farben in den Vordergrund. Nur zwei Gattungen in unserer Fauna (*Chrysosomopsis*, *Gymnocheta*) weisen einen grünen oder kupferfarbenen metallischen Glanz auf.

2.9. Körpergröße

Die Körpergröße wird im Bestimmungsschlüssel oft als ein einfach und schnell erfaßbares, zusätzliches Merkmal verwendet, um nahe beieinander stehende Gruppen oder Arten zu trennen. Die Körperlänge wird aus der Sicht von oben von der Spitze des Kopfes (ohne Fühler) bis zur Spitze des Abdomens gemessen.

2.10. Abkürzungen

acr	Acrostichalborsten
ad	anterodorsal, im Zusammenhang mit der Mitteltibia die Borste(n) in anterodorsaler Stellung
av	anteroventral
dc	Dorsozentralborsten

ia	Intraalarborsten
m	Media
m-cu	Querader Media-Cubitus
oe	Äußere Orbitalborsten
oi	Innere Orbitalborsten
pd	posterodorsal
pv	posteroventral
r-m	Querader Radius-Media
r_{4+5}	4. Längsader des Flügels
R_5	Flügelzelle R_5
st	Sternopleuralborsten
ve	Äußere Vertikalborsten
vi	Innere Vertikalborsten
±	mehr oder weniger.

3. Schlüssel für die Gattungen

Soweit bei einer Gattung nur eine einzige Art in Frage kommt (weil sie insgesamt nur eine Art enthält oder weil sie im behandelten Gebiet nur mit einer Art auftritt), ist diese in „[ ]" genannt. Die Arten der umfangreicheren Gattungen sind mit dem Artenschlüssel (Kapitel 4) zu bestimmen.

Bei den Raupenfliegen sind gleichzeitig Hypopleuralborsten vorhanden und das Postscutellum ist stark polsterförmig konvex entwickelt (Abb. 2). Diese zwei morphologischen Merkmale kennzeichnen in der Regel eine Tachinidae ausreichend und eindeutig. Es gibt aber drei seltene Gattungen (*Cinochira*, *Litophasia*, *Catharosia* zum Teil), die für einen Nichtspezialisten zunächst nur schwer als Tachinidae zu erkennen sind, da bei ihnen das Postscutellum ausnahmsweise entweder konkav (Abb. 93) oder manchmal nur schwach konvex (Abb. 94) entwickelt ist. Die Arten dieser Gattungen sind nur 2–4 mm lang und glänzend schwarz oder dunkelbraun gefärbt. Wenn Zweifel bestehen, ob es sich bei einer Fliege um eine Tachinidae handelt, sollte man zunächst die folgende Tabelle (A – G) benutzen:

A Hypopleuralborsten fehlend . . . . . **Muscidae, Anthomyiidae, andere Familien**
– Hypopleuralborsten (Abb. 2) vorhanden . . . . . **B**
B Postscutellum stark polsterförmig entwickelt (Abb. 2) . . . . . **Tachinidae** (siehe nachfolgende Tabelle)
– Postscutellum (von der Seite gesehen) konkav (Abb. 93), gerade oder nur schwach konvex (Abb. 94) . . . . . **C**
C Calyptrae von normaler Gestalt, am Thorax ± anliegend (wie in Abb. 112, 114, 115, 117) . . . . . **Calliphoridae, Sarcophagidae**
– Calyptrae schmal, vom Thorax abgespreizt (Abb. 113) . . . . . **D**
D Die Ader m verläuft in einer gleichmäßig schwachen Beugung zum Flügelrand, ohne eine Spitzenquerader zu bilden (Abb. 140). Abdomen beim ♀ am Ende mit einer Zange ähnlich wie in Abb. 173–182. – Stirn bei beiden Geschlechtern breiter als ein Auge und mit 1 oe . . . . . ***Cinochira*** [*atra* Fall.]
– Die Ader m bildet eine Spitzenquerader. ♀: Abdomen ohne Zange . . . . . **E**
E R_5 ungestielt oder Stiel kürzer als die Spitzenquerader; falls der Stiel länger ist, sind die Wangen behaart oder beborstet . . . . . **Rhinophoridae**
– Gleichzeitig die folgenden 2 Merkmale: Stiel von R_5 länger als die Spitzenquerader (Abb. 139) und Wangen nackt . . . . . **F**
F Beugung von m winklig. Sternite weitgehend verborgen (von unten nur ein schmaler Streifen sichtbar). Tergite mit kräftigen Marginalborsten. Gesicht kaum ausgehöhlt. ♀: Abdomen ohne Legestachel oder Dörnchenfeld . . . . . **Rhinophoridae**
– Beugung von m gerundet (Abb. 139). Sternite von unten breit sichtbar. Abdomen dorsal ohne Borsten. Gesicht tief ausgehöhlt, die Fühler darin zum Teil verborgen. ♀: Postab-

domen mit Legestachel, davor ein auffälliges Dörnchenfeld (Abb. 185) . . . . . G

G Flügel hyalin, ohne dunkle Zonen. Postscutellum (von der Seite gesehen) gerade oder konkav (Abb. 93). Taster reduziert. ve vorhanden (manchmal haarförmig). 2 Paar acr vor der Naht (beim ♀ kurz) . . . . . ***Litophasia*** [*hyalipennis* Fall.]

– Flügel mit diffusen dunklen Zonen, wenigstens im Bereich des Flügelvorderrandes (Abb. 139). Postscutellum konvex (aber oft schwächer entwickelt als bei den anderen Tachinidae). Taster vorhanden oder reduziert. ve nicht von den Postokularzilien differenziert. Keine acr vor der Naht . . . . . ***Catharosia***

(siehe auch Nummer **246** der nachfolgenden Tabelle).

1 3 ia hinter der Quernaht des Thorax (Abb. 84); wenn nur 2 ia vorhanden sind (vorderste ia reduziert), dann ist deren Abstand voneinander kleiner oder höchstens so groß wie der Abstand der vordersten ia zur Naht (Abb. 86). Augen oder Prosternum behaart oder nackt 2

– 0, 1 (Abb. 87) oder 2 ia hinter der Naht; wenn 2 ia vorhanden sind, dann ist deren Abstand voneinander größer als der Abstand der vordersten ia zur Naht (Abb. 88, 89). Augen und Prosternum fast immer nackt [Ausnahmen: *Angiorhina* (Nummer **239**), *Dufouria* (Nummer **241**) und *Ancistrophora* (Nummer **244**)] **238**

2 Arista behaart; die längsten Haare sind länger als der Durchmesser der verdickten Basis der Arista (Abb. 24, 28, 40, 46) 3

– Arista nackt (Abb. 38) oder sehr fein behaart (Abb. 43, 45); die längsten Haare sind im letzteren Fall höchstens so lang wie der Durchmesser der Arista-Basis (Abb. 49) . . . **19**

3 Apikalborsten des Scutellums fehlend oder haarförmig. Prosternum behaart (wie in Abb. 68, 69). – ad-Endsporn der Vordertibia höchstens halb so lang wie der dorsale Endsporn. Abdomen glänzend schwarz mit 2 (♀) oder 3 Binden (♂) weißer Bereifung. Arista kurz behaart (Abb. 40). Körperlänge 4–6 mm . ***Gastrolepta*** [*anthracina* Meig.]

– Apikalborsten des Scutellums stark, gekreuzt (wie in Abb. 112–117). Prosternum nackt 4

4 Innenseite der Vorderhüften auf ihrer ganzen Fläche anliegend behaart. Peristom sehr breit, vollständig ohne occipitale Erweiterung; die Vibrissen stehen sehr hoch über dem Mundrand, und die darunterliegenden Borsten täuschen ein weiteres gekreuztes Vibrissenpaar vor; Wangen sehr fein behaart (Abb. 24). Beugung von m mit einem langen Aderanhang (wie in Abb. 133). Körperlänge 9–14 mm 5

– Andere Merkmalskombinationen 6

5 Behaarung der Wangen gelb. Beine ganz gelb. 3 st. 2–3 Humeralborsten. Keine acr vor der Naht. 3 dc hinter der Naht. Präalarborste fehlend . . . . . ***Dexiosoma*** [*caninum* F.]

– Behaarung der Wangen schwarz. Beine schwarz mit gelben Tibien. 2 st. 4 Humeralborsten. 3 acr vor der Naht. 4 dc hinter der Naht. Eine kurze Präalarborste vorhanden . . . . . ***Microphthalma*** [*europaea* Egg.]

6 Hinterkopf bis unten ganz schwarz behaart. Abdomen glänzend schwarz, höchstens mit Spuren von Bereifung. Augen behaart oder unbehaart 7

– Hinterkopf unten hell behaart. Abdomen deutlich bereift, wenigstens in Form von schmalen Binden am Vorderrand der Tergite. Augen stets nackt 9

7 3 ia hinter der Naht. Pteropleuralborste vorhanden. Augen lang behaart (Haare 2–4mal so lang wie der vordere Ocellus). Körperlänge 6–7 mm . . ***Macquartia*** [*pubiceps* Zett.]

– 2 weit voneinander entfernte ia hinter der Naht. Keine Pteropleuralborste. Augen kurz behaart (Haare kaum länger als der Durchmesser des vorderen Ocellus) oder nackt. Körperlänge 3–6 mm 8

8 Taster schwarz. Augen behaart. Tergit 2 mit Marginalborsten; Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Mitteltibia mit 3 ad . . . . . ***Dufouria*** [*chalybeata* Meig.]

– Taster gelb. Augen nackt. Tergit 2 ohne Marginalborsten. Tergit 3 (und meist auch 4) ohne Diskalborsten. Mitteltibia mit 1 ad . . . . . ***Chaetoptilia*** [*puella* Rond.]

9 Die Stirnborsten reichen nach vorn höchstens bis zur Basis des 1. Fühlergliedes (Abb. 28, 29). Peristom fast so breit wie die Länge der Fühler oder breiter (Abb. 28, 29) . . 10

– Die Stirnborsten reichen auf den Wangen wenigstens bis zur Mitte des 2. Fühlergliedes herab (Abb. 27). Peristom meist viel schmaler als die Länge der Fühler, nur bei *Stomina* (Nummer **16**) ebenso breit **16**

10 Rüssel dünn, viel länger als der Kopf (Abb. 28) . . . . . ***Prosena*** [*siberita* F.]
– Rüssel dicker, höchstens so lang wie der Kopf 11
11 Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen (der mittlere manchmal kurz). – 3. Fühlerglied so lang wie das zweite oder nur wenig länger 12
– Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen 13
12 Propleure nackt. Randdorn des Flügels mindestens so lang wie r-m. Beugung von m mit einem langen Aderanhang, der mindestens so lang ist wie r-m (wie in Abb. 133). Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. ♂: Stirn höchstens 0,85mal so breit wie ein Auge . . . . . ***Zeuxia***
– Propleure behaart (wie in Abb. 90). Flügel ohne Randdorn. Beugung von m ohne oder nur mit sehr kurzem Anhang. Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. ♂: Stirn 1,2mal so breit wie ein Auge, mit oe . . . . . ***Villanovia*** [*villicornis* Zett.]
13 Flügel: 2. Randabschnitt unterseits behaart (ähnlich wie in Abb. 144 auf der Oberseite). Beine gelb. Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt . . . . . ***Dexia***
– 2. Randabschnitt unterseits nackt. Femora schwarz (wenn gelb, dann Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt) 14
14 Gleichzeitig: Propleure nackt und Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten . . . . . ***Estheria***
– Propleure behaart (wie in Abb. 90); wenn ausnahmsweise nackt oder fast nackt, dann ist Tergit 2 dorsal höchstens bis zur Mitte ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten (höchstens bei den ♂ mit einigen stärkeren Haaren in der aufgerichteten Behaarung am Hinterrand der Tergite) 15
15 Parafrontalia dicht behaart. Vordertarsus so lang wie die Höhe des Kopfes oder kürzer. Tergit 2 immer bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Hintertibia ad bei den ♂ (und oft auch bei den ♀) mit einem regelmäßigen Borstenkamm (Abb. 160) . . . . . ***Billaea***
– Parafrontalia nackt oder – selten – mit bis zu 20 Härchen auf jeder Seite. Vordertarsus länger als die Höhe des Kopfes. Tergit 2 oft nicht ganz bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Hintertibia ad bei ♂ und ♀ mit ziemlich ungleichen Börstchen (Abb. 164) . . . ***Dinera***
16 Peristom annähernd so breit wie die Länge der Fühler (Abb. 27). Stirn beim ♂ so breit wie das 3. Fühlerglied, beim ♀ etwa so breit wie ein Auge. Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Abdomen dicht gelblichgrau bereift (wie der übrige Körper) und mit je 2 unscharf begrenzten, dunklen Flecken am Hinterrand der Tergite 3 und 4 . . . . . ***Stomina*** [*tachinoides* Fall.]
– Peristom viel schmaler als die Länge der Fühler. Stirn beim ♂ wenigstens 2mal so breit wie das 3. Fühlerglied, beim ♀ deutlich schmaler als ein Auge. Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Abdomen glänzend schwarz oder teilweise rot gefärbt, mit weißen Bereifungsbinden am Vorderrand der Tergite 17
17 Wangen fast bis zum unteren Augenrand behaart. r_{4+5} mit 2–4 Börstchen an der Basis; Costa an ihrer Basis mit einer langen Borste (Abb. 134). Abdomen schwarz, mit schmalen weißen Binden am Vorderrand der Tergite . . . . . ***Phyllomya*** [*volvulus* F.]
– Wangen nackt. r_{4+5} wenigstens bis zur Mitte zwischen der Basis und r-m mit Börstchen; Costa an ihrer Basis ohne oder nur mit viel kürzerer Borste (Abb. 133). Seiten des Abdomens oft teilweise rot gefärbt 18
18 Thorax mit 2 schwarzen Längsstreifen, die etwa so breit sind wie der trennende Zwischenraum (Abb. 62). Gesicht etwa so lang wie die Stirn. Ocellarborsten fehlend. Haare der Arista kaum länger als die Arista-Basis (wie in Abb. 27). Abdomen lateral komprimiert. Randdorn des Flügels mindestens so lang wie r-m. Beugung von m mit einem langen Aderanhang (Abb. 133). r_1 nackt . . . . . ***Mintho*** [*rufiventris* Fall.]
– Thorax vor der Naht nur mit den gewöhnlichen 4 schwarzen Streifen (wie in Abb. 60, 61). Gesicht kürzer als die Stirn. Ocellarborsten vorhanden. Haare der Arista länger (wie in Abb. 40). Abdomen nicht lateral komprimiert. Flügel ohne Randdorn. Beugung von m ohne oder nur mit winzigem Aderanhang. r_1 auf wenigstens der halben Länge behaart . . . . . ***Thelaira***
19 m-cu sehr schief stehend (Abb. 135). Gleichzeitig folgende Merkmale: r_{4+5} wenigstens bis zur Mitte zwischen der Basis und r-m mit Börstchen (Abb. 135); Stirn breiter als ein Auge; Hinterkopf ganz von weißer Behaarung bedeckt; ad-Endsporn der Vordertibia

länger als der dorsale Endsporn; Wangen fast immer (Ausnahme: *Hyleorus* = Nummer **21**) mit nach unten gebogenen Borsten; Körperlänge 6–10 mm 20
– m-cu nicht auffallend schief; wenn ausnahmsweise doch, dann andere Merkmalskombinationen 25
20 Augen behaart 21
– Augen nackt 22
21 Wangen nackt, unten viel schmaler als die Taster. Die Börstchen über der Vibrisse steigen bis zur Mitte der Gesichtsleisten auf. Die Stirnborsten (nach oben und hinten gerichtet!) gehen bis zur Mitte der Gesichtsleisten herab. r_1 wenigstens in seiner basalen Hälfte mit Börstchen . . . . . ***Hyleorus*** [*elatus* Meig.]
– Wangen behaart und (in der Verlängerung der oe) mit einer Reihe nach unten gebogener Borsten (Abb. 25). Über der Vibrisse befinden sich nur wenige Haare im unteren 1/6 der Gesichtsleisten. Die Stirnborsten gehen höchstens bis zum Ende des 2. Fühlergliedes herab. r_1 nackt . . . . . ***Cyrtophleba***
22 Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten (das mittlere Paar Marginalborsten aber manchmal etwas nach vorn gerückt). – Pteropleuralborste fehlend 23
– Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten 24
23 r_1 mit Börstchen auf seiner ganzen Länge. Wangen außer der Behaarung nur mit einer starken, nach unten gebogenen Borste (Abb. 18), selten darüber noch 1–2 schwächere Börstchen. Haustellum des Rüssels höchstens 2mal so lang wie sein Durchmesser. 2. Glied der Arista kaum länger als breit . . . . . ***Voria*** [*ruralis* Fall.]
– r_1 nackt. Wangen außer der Behaarung mit einer Reihe ± gleichlanger Borsten (wie in Abb. 25). Haustellum des Rüssels 6–8mal so lang wie sein Durchmesser. 2. Glied der Arista 4–5mal so lang wie breit . . . . . ***Chaetovoria*** [*antennata* Vill.]
24 Eine starke Pteropleuralborste vorhanden. Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen . . . . . ***Athrycia***
– Pteropleuralborste fehlend. Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen . . . . . ***Klugia*** [*marginata* Meig.]
25 Spitzenquerader fehlend (Abb. 129, 141) 26
– Spitzenquerader vorhanden 30
26 m-cu fehlend (Abb. 129). Abdomen glänzend schwarz, ohne Spuren von Bereifung. Augen spärlich behaart. – Körperlänge 2,5–4,5 mm . . . . . ***Phytomyptera***
– m-cu vorhanden. Abdomen bereift, wenigstens am Vorderrand der Tergite. Augen praktisch nackt 27
27 Wangen behaart oder beborstet. Die Vibrissen stehen hoch über dem Mundrand (wie in Abb. 24). Adern m, cu und m-cu viel schwächer gefärbt als die übrigen Längsadern. – Körperlänge 3–5 mm . . . . . ***Melisoneura*** [*leucoptera* Meig.]
– Wangen nackt. Vibrissen auf der Höhe des Mundrandes. Alle Längsadern etwa gleichstark sklerotisiert 28
28 Tergite bis zum Hinterrand dicht und gleichmäßig bereift. Beine gelb . . . . . ***Ocytata*** [*pallipes* Fall.]
(selten ist die Spitzenquerader vorhanden, siehe Nummer **210**)
– Hinterrand der Tergite unbereift, schwarz. Beine schwarz, höchstens die Tibien etwas aufgehellt 29
29 Adern r_1, r_{4+5} und cu mit zahlreichen Börstchen (wie in Abb. 131). Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten, am Vorderrand mit einem sehr schmalen, in der Mitte unterbrochenen Streifen von Bereifung. Körperlänge 2,5–5 mm . . . . . ***Actia*** [*lamia* Meig.]
– r_{4+5} an der Basis mit 2–3 Börstchen, r_1 und cu nackt. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten, ihre vorderen 2/3 bedeckt mit (unter verschiedenem Blickwinkel) veränderlicher Bereifung. Körperlänge 6–7 mm . . . . . ***Demoticus*** [*amorphus* Vill.]
30 Flügelzelle R_5 gestielt (Abb. 125, 126, 136, 139); der Stiel ist wenigstens so lang wie der Durchmesser der Adern m oder r_{4+5} (Abb. 124, 133) (Arten bei denen dieses Merkmal individuell variieren kann, sind – soweit bekannt – in beiden Alternativen berücksichtigt; in Zweifelsfällen prüfe man zunächst diese Nummer) 31
– R_5 offen (Abb. 118–123) oder am Flügelrand geschlossen, im letzteren Fall jedoch so, daß kein deutlicher Stiel erkennbar ist (Abb. 128, 132) 56
31 Gleichzeitig: Wangen bis unten behaart oder beborstet und r_{4+5} wenigstens bis r-m mit

Börstchen (wie in Abb. 132). – Augen stets nackt 32
– Beide Merkmale nicht gleichzeitig vorhanden 36
32 Wangen behaart. Stiel von R_5 so lang wie der Durchmesser der Flügeladern oder kaum länger (wie in Abb. 124). Abdomen vollständig grau bereift. Beine gelb. – Körperlänge 4–5 mm . . . . . ***Goniocera*** [*schistacea* B.B.]
(R_5 selten gestielt, siehe auch Nummer **57**)
– Wangen mit nach unten gebogenen Borsten (wie in Abb. 25). Stiel von R_5 wesentlich länger. Abdomen glänzend schwarz, selten mit wenig Bereifung am Vorderrand der Tergite. Beine schwarz 33
33 Humeralcallus mit 3 basalen Borsten in annähernd gerader Linie (wie in Abb. 70) oder nur mit 2 Borsten (Abb. 81); wenn zusätzlich eine feine vordere Borste vorhanden ist, dann steht diese vor der Linie zwischen mittlerer und innerer basaler Borste (Abb. 80). ve wenigstens halb so lang wie vi 34
– Humeralborsten in der Form eines Dreiecks angeordnet (Abb. 79) oder mit 3 basalen Borsten in gerader Linie und einer starken Borste vor der Linie zwischen äußerer und mittlerer basaler Borste (ähnlich wie in Abb. 73, die vordere Borste aber weiter nach außen gerückt). ve fehlend oder höchstens halb so lang wie vi 35
34 3. Fühlerglied höchstens so lang wie das zweite. Hinterkopf vollständig schwarz behaart. ♂: Stirn höchstens 0,4mal so breit wie ein Auge . . . . . ***Kirbya***
– 3. Fühlerglied mindestens 2mal so lang wie das zweite. Hinterkopf ganz oder überwiegend weiß behaart. ♂: Stirn fast so breit wie ein Auge oder noch breiter . . . ***Wagneria***
35 Scutellum mit 2 aufgerichteten Borsten auf der dorsalen Fläche nahe seines Vorderrandes. ve vorhanden. Tergite 3 und 4 in der Regel ohne Diskalborsten, manchmal kleine Diskalen auf Tergit 4 vorhanden . . . . . ***Periscepsia*** [*carbonaria* Panz.]
– Scutellum mit wenigstens 4 aufgerichteten Börstchen auf seiner dorsalen Fläche. ve nicht von den Postokularzilien unterschieden. Tergite 3 und 4 mit starken Diskalborsten . . . . . ***Ramonda***
36 Apikalborsten des Scutellums divergierend (Abb. 105), parallel oder fehlend (wie in Abb. 107) 37
– Gekreuzte Apikalborsten (wie in Abb. 103, 112–117) vorhanden 40
37 Präalarborste länger und stärker als die vordere postsuturale ia (Abb. 1, 2). Beugung von m winklig, meist mit einer Schattenfalte (wie in Abb. 127). – Über der Vibrisse steigen Borsten wenigstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten auf (wie in Abb. 7, 8) 38
– Präalarborste schwächer als die vordere postsuturale ia (Abb. 82) oder höchstens ebenso stark. Beugung von m stets gerundet, ohne Schattenfalte 158
38 Wangen behaart oder beborstet. Abdomen bedeckt mit grauer Bereifung, die unter verschiedenem Blickwinkel veränderlich ist und schwarze Schillerflecken aufweist. Körperlänge 6–11 mm 39
– Wangen nackt. Abdomen glänzend schwarz, höchstens am Vorderrand der Tergite mit einer Spur diffuser Bereifung. Körperlänge 3–4 mm . . . . . ***Erynnia*** [*ocypterata* Fall.]
39 Arista fast bis zu ihrem Ende verdickt (wie in Abb. 8). Wangen fast so breit wie der kleine Augendurchmesser. Tergit 2 dorsal nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt . . . . . ***Baumhaueria*** [*goniaeformis* Meig.]
(R_5 manchmal gestielt, siehe auch Nummer **81**)
– Arista höchstens bis zur Mitte verdickt. Wangen viel schmaler. Tergit 2 bis zum Hinterrand ausgehöhlt . . . . . ***Gaedia***
40 Die Subapikalborsten des Scutellums reichen mindestens so weit nach hinten wie die Apikalborsten; sie sind länger und stärker als die Apikalborsten, die auch ganz fehlen können (Abb. 100, 103–105, 112, 114) 41
– Die Subapikalen reichen nicht so weit nach hinten wie die Apikalen; sie sind schwächer als die Apikalborsten (Abb. 108) oder höchstens ebenso lang und stark. – Körperlänge 2–5 mm (nur die Arten der seltenen nordeuropäischen *Angiorhina* größer, siehe Nummer **51**) 50
41 Über der Vibrisse steigt eine Reihe Borsten wenigstens bis zum oberen 1/3 der Gesichtsleisten auf (wie in Abb. 6, 8). – Augen behaart. Apikalborsten des Scutellums aufgerichtet (wie in Abb. 110, 111) . . . . . ***Chetogena***
– Über der Vibrisse nur wenige Haare oder feine Börstchen, die höchstens bis zur Mitte

der Gesichtsleisten aufsteigen 42

42 Thorax mit 2 breiten schwarzen Längsstreifen, die durch einen ebenso breiten, bereiften Zwischenraum getrennt sind (Abb. 62). r_{4+5} auf mehr als der halben Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen (Abb. 133). – Seiten des Abdomens oft ± rot gefärbt. Augen nackt 43

– Thorax nicht so gezeichnet. r_{4+5} höchstens bis zur halben Entfernung zwischen der Basis und r-m mit Börstchen 44

43 Ocellarborsten fehlend. Beugung vom m mit einem langen Aderanhang. Stiel von R_5 sehr kurz (Abb. 133). Abdomen lateral komprimiert . . . . . ***Mintho*** [*rufiventris* Fall.]

– Ocellarborsten vorhanden. Beugung von m ohne Aderanhang. Stiel von R_5 etwa so lang wie die Spitzenquerader. Abdomen nicht lateral komprimiert . ***Minthodes*** [*picta* Zett.]

44 Abdomen wenigstens an den Seiten rot oder gelb gefärbt. Augen immer behaart . . . 45

– Abdomen schwarz, mit oder ohne Bereifung. Augen nackt oder behaart 46

45 Lateralborsten des Scutellums fehlend (wie in Abb. 117) oder haarförmig. Flügel mit starkem Randdorn (wenigstens so lang wie r-m). Mundrand vorgezogen, von der Seite sichtbar. Peristom viel schmaler als der kleine Augendurchmesser. 3. Fühlerglied etwa so lang wie das zweite. Calyptrae weiß. Beine schwarz . . . . . ***Eriothrix*** [*rufomaculatus* DeG.]

– Lateralborsten so lang wie die anderen Borsten des Scutellums. Flügel ohne Randdorn. Mundrand von der Seite nicht sichtbar. Peristom fast so breit wie der kleine Augendurchmesser. 3. Fühlerglied wenigstens 1,5mal so lang wie das zweite. Calyptrae gelblich. Wenigstens die Tibien gelb . . . . . ***Hyalurgus***
(R_5 nur selten gestielt, siehe auch Nummer **118**)

46 Tergite 3 und 4 am Vorderrand mit einer schmalen Binde grauer Bereifung. Prosternum behaart. ad-Endsporn der Vordertibia etwas kürzer als der dorsale Endsporn. – Augen behaart . . . . . ***Tryphera*** [*lugubris* Meig.]

– Abdomen ganz schwarz oder mit leichter Bereifung, die bis zum Hinterrand der Tergite reicht. Prosternum nackt. ad-Endsporn der Vordertibia mindestens so lang und stark wie der dorsale Endsporn 47

47 Die Stirnborsten reichen bis zur Basis der Arista oder weiter herab. Die Börstchen oder Haare über der Vibrisse steigen fast bis zur Höhe der untersten Stirnborste auf. Abdomen vollständig bedeckt mit Bereifung, die bei unterschiedlichem Lichteinfall veränderliche Schillerflecken zeigt. – Augen dicht behaart . . . . . ***Lypha*** [*dubia* Fall.]
(R_5 nur selten gestielt, siehe auch Nummer **115**)

– Die Stirnborsten gehen auf den Wangen höchstens bis zum Ende des 2. Fühlergliedes herab. Nur wenige Haare über der Vibrisse. Abdomen ganz glänzend schwarz oder mit leichter Bereifung ohne auffallende Schillerflecken 48

48 Keine Pteropleuralborste. 2 weit voneinander entfernt stehende ia hinter der Naht. 3. Fühlerglied 1,5–2mal so lang wie das zweite. – Stiel von R_5 sehr kurz (wie in Abb. 124). Abdomen oft mit bläulichem Glanz . . . . . ***Dufouria*** [*nigrita* Fall.]
(R_5 nur selten gestielt, siehe auch Nummer **241**)

– Pteropleuralborste vorhanden, wenigstens 1,5mal so lang wie die umgebenden Haare. 3 ia hinter der Naht. 3. Fühlerglied etwa so lang wie das zweite 49

49 Hinterkopf bis unten ganz mit schwarzen Haaren bedeckt. Tergite 3 und 4 sowie der Vorderrand von Tergit 5 grau bereift. Apikalborsten aufgerichtet. Wangen behaart. – Stiel von R_5 wenigstens so lang wie 1/2 der Spitzenquerader. Augen behaart. Körperlänge 6–8 mm . . . . . ***Sarromyia*** [*nubigena* Pkn.]

– Hinterkopf wenigstens unten über dem Mundrand mit hellen Haaren. Abdomen meist glänzend schwarz, selten leicht bereift. Apikalborsten horizontal. Wangen nackt oder behaart. Körperlänge 3–6 mm . . . . . ***Loewia***

50 Die 3 Glieder der Arista sind annähernd gleichlang (wie in Abb. 44). Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. – Wangen in ihrem oberen 1/3 behaart . . . . . ***Trichactia*** [*pictiventris* Zett.]

– 1. und 2. Glied der Arista wesentlich kürzer als das 3. Glied. Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt 51

51 Gleichzeitig Augen behaart und Wangen dicht behaart oder beborstet. Stiel von R_5 sehr kurz. Körperlänge 7–8 mm . . . . . ***Angiorhina***

– Augen nackt oder praktisch nackt. Wangen nackt (mit Ausnahme der alpinen *Graphogaster dispar*, deren Stiel von R_5 wenigstens so lang ist wie 1/2 der Spitzenquerader). Körperlänge 2–5 mm **52**

52 Pteropleuralborste vorhanden. 3 ia hinter der Naht (die vorderste der 3 ia manchmal kurz und etwas nach innen gerückt). Postabdomen der ♀ ohne Besonderheiten . . . **53**

– Pteropleuralborste fehlend. 2 ia hinter der Naht (nur bei der seltenen *Pandelleia* mit überwiegend gelbem Abdomen manchmal 3 ia, siehe Nummer **54**). Postabdomen der ♀ von der Form einer Röhre, die nicht oder nur teilweise ins Abdomen eingezogen werden kann (Abb. 222–224). – Prosternum immer nackt. Stirn beim ♂ höchstens so breit wie das 3. Fühlerglied, beim ♀ wenigstens so breit wie ein Auge **54**

53 Prosternum nackt. Abdomen unbereift, glänzend schwarz. 3. Fühlerglied 2–4mal so lang wie das zweite. Gesicht tief ausgehöhlt. Die Börstchen oder Haare über der Vibrisse steigen wenigstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten auf. Stiel von R_5 sehr kurz (wie in Abb. 124). Stirn bei beiden Geschlechtern breiter als ein Auge . . . . . ***Synactia*** [*parvula* Rond.]
(R_5 nur selten gestielt, siehe auch Nummer **73**)

– Prosternum behaart. Abdomen dicht bereift, wenigstens um die Basis der Borsten mit dunklen Flecken. 3. Fühlerglied so lang wie das zweite oder kaum länger. Gesicht höchstens unwesentlich ausgehöhlt. Härchen über der Vibrisse höchstens im unteren 1/3 der Gesichtsleisten. Stiel von R_5 wenigstens so lang wie 1/2 der Spitzenquerader. Stirn bei den ♂ linienförmig schmal, bei den ♀ mindestens so breit wie ein Auge . . . . . ***Graphogaster***

54 Scutellum, Abdomen und Beine überwiegend gelb (Tarsen oft schwarz). Am Hinterrand der Tergite 2–4 je ein Paar runder schwarzer Flecken vorhanden (Abb. 170). ♀: Legeröhre (Segment 6) sehr lang, unter dem Abdomen nach vorn eingeschlagen (Abb. 222) . . . . . ***Pandelleia*** [*otiorrhynchi* Vill.]

– Scutellum schwarz. Abdomen meist schwarz; wenn gelb, dann bleibt zumindest ein breites Band am Hinterrand der Tergite schwarz. Wenigstens die Femora an der Spitze dunkel. Abdomen ohne ausgeprägt paarige Flecken. Legeröhre der ♀ anders (Abb. 223, 224) **55**

55 Tergit 5 höchstens so lang wie das vierte. Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. Tergite 3–5 am Vorderrand mit einem Band grauer Bereifung, das nach den Seiten zu breiter wird und in der Mitte von der schwarzen Zone ± unterbrochen ist. Hinterkopf bei beiden Geschlechtern bis unten mit schwarzen Haaren. ♀: Legeröhre nach vorn eingeschlagen, apikal mit einer schnabelartigen Bildung (Abb. 223); Fühler und Taster orangegelb, zum übrigen Körper sehr kontrastierend . . . ***Microsoma*** [*exiguum* Meig.]

– Tergit 5 länger als das vierte. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Abdomen anders gezeichnet. Hinterkopf bei den ♂ schwarz behaart, bei den ♀ in der unteren Hälfte mit weißgelben Haaren. ♀: Von der teleskopartigen Legeröhre ist der Basalteil nicht ganz einziehbar; er ist nach unten oder hinten gerichtet (Abb. 224) . . . . . ***Rondania*** (ohne *cucullata*, siehe Nummer **261**)

56 Gleichzeitig folgende Merkmale: Subapikalborsten des Scutellums konvergierend, Apikalborsten klein oder fehlend (Abb. 103); r_{4+5} wenigstens bis r-m mit Börstchen (Abb. 131, 132); Tergit 2 dorsal höchstens bis zur Mitte ausgehöhlt; Prosternum fast immer behaart (wenn nackt, dann ist der Rüssel sehr lang und gekniet wie in Abb. 19); Augen nackt; Stirn bei ♂ und ♀ breit und mit 2 oe; Körperlänge 2–6 mm **57**

– Andere Merkmalskombinationen **63**

57 Mitteltibia mit einer Reihe ad-Borsten. Tergite 3 und 4 mit oder ohne Diskalborsten. – Analader nicht bis zum Hinterrand des Flügels reichend (wie in Abb. 131) . ***Goniocera***

– Mitteltibia nur mit 1 ad. Tergite 3 und 4 immer ohne Diskalborsten **58**

58 ad-Endsporn der Vordertibia mindestens so lang und stark wie der dorsale Endsporn (Abb. 149). 1. Glied der Arista 1,5–4mal so lang wie sein Durchmesser . . . . . ***Entomophaga***

– ad-Endsporn viel kürzer und schwächer als der dorsale Endsporn (wie in Abb. 148). 1. Glied der Arista höchstens so lang wie sein Durchmesser **59**

59 2 Substigmatikalborsten, eine nach oben, eine nach unten gebogen (Abb. 91) . ***Peribaea***

– Keine nach unten gebogene Substigmatikalborste **60**

60 Die Analader erreicht den Flügelrand nicht (Abb. 131). Untere st kürzer als die vordere (Abb. 96). – Rüssel nie verlängert und gekniet wie in Abb. 19 61
– Die Analader erreicht den Flügelrand wenigstens sehr geschwächt (Abb. 132). Untere st wenigstens so lang und stark wie die vordere, meist stärker (Abb. 95) 62
61 Sternopleure mit einer Reihe kleiner Börstchen oder Haare unter den st vor den Mittelhüften (Abb. 96). Mesopleure oben vorn mit 2 Börstchen. Basicosta schwarz, braun oder gelb . . . . . ***Actia***
– Sternopleure ohne derartige Börstchen. Mesopleure oben vorn mit nur einem Börstchen. Basicosta gelb . . . . . ***Ceromya***
62 Rüssel verlängert und gekniet; Labellen in der Regel so lang wie das Haustellum (Abb. 19) . . . . . ***Siphona***
– Rüssel normal; wenn verlängert und gekniet, dann sind die Labellen viel kürzer als das Haustellum (Abb. 32) . . . . . ***Ceranthia***
63 Hinterkopf bis unten zum hinteren Mundrand ganz schwarz behaart. (Kopf unter verschiedenen Blickwinkeln betrachten, da der Glanz der Haare manchmal helle Behaarung vortäuschen kann!) 64
– Hinterkopf wenigstens teilweise mit heller Behaarung (weißlich oder gelblich), zumindest einige helle Haare über dem hinteren Mundrand vorhanden 76
64 4 Humeralborsten, die 3 stärksten in der Form eines Dreiecks angeordnet (Abb. 77). Occipitale Erweiterung stark reduziert (wie in Abb. 8, 24). – Körperlänge 7–12 mm 65
– 2 Humeralborsten (Abb. 81) oder 3 in gerader Linie (Abb. 70). Occipitale Erweiterung vorhanden 66
65 Augen nackt. Wangen bis unten behaart oder beborstet. Arista in ihren basalen 2/3 verdickt; 2. Aristaglied 3–4mal so lang wie sein Durchmesser. Ocellarborsten proklinat. Langgestreckte Art mit Binden grauer Bereifung am Vorderrand der Tergite. Flügelbasis nicht auffallend gelb . . . . . ***Pseudopachystylum*** [*gonioides* Zett.]
– Augen spärlich behaart. Wangen nur im oberen 1/3 mit einigen Härchen. Arista nur in ihrem basalen 1/5 – 1/4 verdickt; 2. Aristaglied höchstens so lang wie sein Durchmesser. Ocellarborsten lateroklinat. Körperfärbung glänzend schwarz, Flügelbasis und Calyptrae auffallend gelb . . . . . ***Zophomyia*** [*temula* Scop.]
66 1. und 2. Glied der Arista verlängert, die 3 Abschnitte des verdickten Teils dadurch etwa gleichlang (Abb. 44). r_1, r_{4+5} und cu mit zahlreichen Börstchen. – Wangen bis unten behaart und beborstet. Körperlänge 3–6 mm . . . . . ***Triarthria*** [*setipennis* Fall.]
– 2. Glied der Arista höchstens halb so lang wie das erste. Höchstens r_{4+5} mit Börstchen 67
67 r_{4+5} an der Basis mit einem einzigen starken Börstchen (wie in Abb. 129), selten zusätzlich noch 1–2 viel schwächere Haare vorhanden. Prosternum behaart oder nackt. 2. Aristaglied 2,5–4mal so lang wie sein Durchmesser. – Arista wenigstens bis zur Mitte verdickt. Stirn bei beiden Geschlechtern breit und mit 2 oe. Körperlänge 3–6 mm . . 68
– r_{4+5} an der Basis mit ± gleichlangen Haaren oder schwachen Börstchen oder nackt. Prosternum immer nackt. 2. Aristaglied etwa so lang wie sein Durchmesser oder kürzer 70
68 Prosternum nackt. Tergit 2 dorsal fast bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergit 5 länger als Tergit 4. r_{4+5} außer dem starken Börstchen noch mit 1–2 Haaren . . . . . ***Neaera*** [*laticornis* Meig.]
– Prosternum behaart. Tergit 2 etwa bis zur Mitte ausgehöhlt. Tergit 5 nicht länger als Tergit 4. r_{4+5} nur mit einem starken Börstchen 69
69 Abdomen gleichmäßig bedeckt mit Bereifung . . . . . ***Gwenda*** [*canella* Hert.]
– Abdomen mit schmalen, unterbrochenen Binden weißer Bereifung am Vorderrand der Tergite oder ganz glänzend schwarz . . . . . ***Elfia***
70 Pteropleuralborste fehlend oder haarförmig.–2 weit voneinander entfernt stehende ia hinter der Naht 71
– Pteropleuralborste vorhanden, wenigstens 1,5mal so lang wie die umgebenden Haare 72
71 Abdomen glänzend schwarz. Subapikalborsten des Scutellums länger und stärker als die Apikalborsten . . . . . ***Dufouria***

– Abdomen mit dichter grauer Bereifung und schwarzen Flecken am Hinterrand der Tergite. Subapikalborsten kürzer und schwächer als die Apikalen . . . . . ***Rondania*** [*cucullata* R.D., ♂]

72 Scutellum nur mit 2 Borstenpaaren, den Basalen und den gekreuzten Apikalen (Abb. 106). Augen nackt. Körperlänge 2,5–4 mm . . . . . ***Anthomyiopsis***

– Scutellum wenigstens mit 3 Borstenpaaren. Augen behaart 73

73 Die Haare über der Vibrisse steigen wenigstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten auf. Gesicht tief ausgehöhlt. Augen nur spärlich und unauffällig behaart. Subapikalborsten des Scutellums höchstens so lang wie 3/4 der Apikalen (Abb. 108). Stirn bei beiden Geschlechtern breiter als ein Auge. Fläche unter den Calyptrae nackt. Körperlänge 3–4,5 mm. – Wangen nackt. Glänzend schwarze Art . . . . ***Synactia*** [*parvula* Rond.]

– Über der Vibrisse höchstens einige Härchen im unteren 1/3 der Gesichtsleisten. Gesicht höchstens unwesentlich ausgehöhlt. Augen dicht behaart. Subapikalborsten länger (Abb. 116, 117) oder nur wenig kürzer als die Apikalen. Stirn bei den ♂ sehr schmal, bei den ♀ breit. Fläche unter den Calyptrae fast immer mit einigen kurzen, schwarzen Härchen. Arten von 5–11 mm Länge 74

74 2. Randabschnitt des Flügels unten behaart. Die Stirnborsten reichen auf den Wangen wenigstens bis zur Mitte des 2. Fühlergliedes herab. Thorax: 3 ia hinter der Naht, 3 + 3-4 dc . . . . . ***Macquartia***
(Wenn die gekreuzten Apikalborsten des Scutellums fehlen, dann kann es sich um *Cleonice* handeln; weiter bei Nummer **110**.)

– 2. Randabschnitt des Flügels unten nackt. Die Stirnborsten gehen nach vorn höchstens bis zur Basis des 1. Fühlergliedes. Thorax: 2 ia hinter der Naht, 2 + 3 dc 75

75 Wangen nur in ihrer oberen Hälfte mit einigen Härchen. Die occipitale Erweiterung nimmt das ganze Peristom ein. Thorax: 1 + 1 (oder 0) acr . . . . . ***Macroprosopa*** [*atrata* Fall.]

– Wangen auf ihrer ganzen Länge behaart oder beborstet. Die occipitale Erweiterung nimmt nur die hintere Hälfte des Peristoms ein. 2 + 2 acr . . . . . ***Angiorhina***

76 Wangen behaart oder beborstet (Abb. 11, 18, 22, 24, 25), wenigstens am Vorderrand der Wangen bis zur Mitte herab (Abb. 8, 9), selten nur einige Härchen ganz unten vorhanden (Abb. 17) 77

– Wangen nackt. (Wenige Haare direkt unter den Stirnborsten, wie in Abb. 3 oder 13, werden nicht zur Wangenbehaarung gerechnet, ebensowenig wie die nach oben gerichteten Stirnborsten, die manchmal ± weit auf den Wangen herabsteigen, wie in Abb. 5) 104

77 Über der Vibrisse steigen Borsten wenigstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten auf (Abb. 8, 9) 78

– Über der Vibrisse höchstens im unteren 1/3 der Gesichtsleisten einige Haare oder Börstchen (Abb. 17) 82

78 Occipitale Erweiterung reduziert, Peristom in der vorderen Hälfte daher völlig nackt (Abb. 8). – Mitteltibia nur mit 1 ad. Wangen etwa in ihrer oberen Hälfte fein behaart (Abb. 8). Augen spärlich behaart, manchmal (bei den ♀) fast nackt . . . . . ***Istocheta***

– Behaarte occipitale Erweiterung wenigstens am Unterrand des Peristoms entwickelt (Abb. 9) 79

79 Augen dicht behaart. Wangen etwa in ihrer oberen Hälfte behaart (wie in Abb. 8) . . 80

– Augen nackt. Die Behaarung geht meist viel weiter als bis zur Mitte der Wangen herab 81

80 Ocellarborsten proklinat. Pteropleuralborste vorhanden. Prosternum behaart. ad-Endsporn der Vordertibia viel kürzer und schwächer als der dorsale Endsporn. Beugung von m mit Schattenfalte (Abb. 127). ♀ mit einem V-förmigen Sternit 6 (Abb. 192, 225, 226). Körperlänge 6–14 mm . . . . . ***Phorocera*** (siehe auch Nummer **155**)

– Ocellarborsten reklinat (wie in Abb. 11, 55). Pteropleurale fehlend. Prosternum nackt. ad-Endsporn der Vordertibia wenigstens so lang und stark wie der dorsale Endsporn. Beugung von m ohne Schattenfalte. Sternit 6 der ♀ nicht V-förmig. Körperlänge 4–6 mm . . . . . ***Campylocheta*** [zum Teil]

81 Wangen etwa so breit wie der kleine Augendurchmesser. Präalarborste länger als die vordere postsuturale ia. Scutellum ohne Apikalen, kurz vor der Spitze aber mit 2 aufge-

richteten, starken Borsten (wie in Abb. 107). Wangen auf ihrer ganzen Fläche behaart. Arista fast bis zum Ende verdickt (wie in Abb. 8) . ***Baumhaueria*** [*goniaeformis* Meig.]

– Wangen viel schmaler, höchstens so breit wie der halbe kleine Augendurchmesser (Abb. 9). Präalarborste kürzer als die vordere postsuturale ia (wie in Abb. 82) oder höchstens so lang. Scutellum ohne aufgerichtete Borsten. Wangenbehaarung meist an den Vorderrand der Wangen gedrängt (Abb. 9), manchmal nur ein behaarter Fleck oder Streifen vorhanden. Arista auf höchstens 2/3 ihrer Länge verdickt. – Vorderrand der Tergite mit einem schmalen Band weißer Bereifung . . . . . ***Admontia***

[Wenn man hier zu einer Art gelangt, deren Abdomen unbereift und ganz glänzend schwarz ist (Körperlänge 3,5–4 mm), dann handelt es sich um *Erynniopsis antennata*, bei der die Wangenbehaarung variabel ist, siehe Nummer **165**.]

82 1. und 2. Glied der Arista verlängert, die 3 Abschnitte des verdickten Teils dadurch etwa gleichlang (Abb. 44). r_1, r_{4+5} und cu mit zahlreichen Börstchen. Wangen bis unten behaart und beborstet. – Körperlänge 3–6 mm . . . . . ***Triarthria*** [*setipennis* Fall.]

– Arista anders. Höchstens r_{4+5} mit Börstchen **83**

83 Wangen nur ganz unten mit 2–8 kurzen Börstchen oder Härchen (Abb. 17). Der Abschnitt von m zwischen r-m und m-cu ist deutlich kürzer als der Abschnitt zwischen m-cu und der Beugung (wie in Abb. 130–132). r_{4+5} auf wenigstens 2/3 der Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen. Taster winzig, nur 3–4mal so lang wie ihr Durchmesser (Abb. 17). Augen sehr spärlich behaart, beim ♀ ist die Behaarung manchmal kaum zu erkennen. Abdomen glänzend schwarz mit einem schmalen Band sehr leichter weißer Bereifung am Vorderrand der Tergite. Körperlänge 4–5 mm . . . . . ***Petagnia*** [*subpetiolata* Rond.]

– Wangen anders behaart oder beborstet. Andere Merkmalskombinationen **84**

84 Augen nackt oder praktisch nackt **85**

– Augen dicht und lang behaart **94**

85 Hinterhüften posterodorsal behaart (meist wesentlich mehr Haare als in Abb. 165). 3. Fühlerglied nur so lang wie das schmale zweite (Abb. 22) oder noch etwas kürzer. Prosternum nackt. Abdomen meist teilweise gelb oder rot gefärbt. – Große Arten von 9–20 mm Körperlänge **86**

– Hinterhüften posterodorsal nackt. 3. Fühlerglied viel länger als das zweite (wenn ausnahmsweise ebenso lang, dann ist das Prosternum behaart und das Abdomen zeigt keine gelbe oder rote Färbung) **88**

86 Wangen außer der feinen Behaarung unten mit einer oder mehreren starken Borsten (Abb. 22). Ocellarborsten fehlend. Propleure nackt . . . . . ***Peleteria***

– Wangen nur behaart. Ocellarborsten vorhanden. Propleure behaart **87**

87 Beine ± umfangreich gelb, wenigstens die Hintertarsen (ganz schwarze Beine hat nur *Tachina grossa*, eine unverkennbare, sehr große schwarze Art mit gelbem Kopf). Taster immer fadenförmig dünn (Abb. 31) . . . . . ***Tachina***

– Beine ganz schwarz (höchstens die Tibien manchmal etwas aufgehellt). Taster am Ende meist ± verbreitert (Abb. 34) . . . . . ***Nowickia***

88 Ocellarborsten reklinat (Abb. 11, 55). Scutellum ohne Apikalborsten, aber kurz vor der Spitze meist mit aufgerichteten, dornartigen Borsten (wie in Abb. 107). Stirn 1–3mal so breit wie ein Auge bei beiden Geschlechtern, oft wachsartig durchscheinend und wie „aufgeblasen" wirkend (Abb. 11, 55). – Körperlänge 9–14 mm **89**

– Ocellarborsten proklinat. Scutellum mit horizontalen, gekreuzten oder divergierenden Apikalborsten. Stirn nicht „aufgeblasen" **92**

89 r_{4+5} auf 1/3 – 1/2 der Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen. Epaulette und Basicosta gelb . . . . . ***Gonia***

– r_{4+5} auf höchstens 1/5 der Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen. Epaulette schwarz **90**

90 Basicosta gelb. 2. Aristaglied höchstens 2,5mal so lang wie sein Durchmesser. 3. Fühlerglied etwa 1mal (♀) bis 1,5mal (♂) so lang wie das zweite . . . . . ***Spallanzania***

– Basicosta schwarzbraun wie die Epaulette. 2. Aristaglied 4–8mal so lang wie sein Durchmesser. 3. Fühlerglied etwa 1,5–2mal (♀) bis 4–6mal (♂) so lang wie das zweite **91**

91 Die wachsgelbe Grundfarbe des Kopfes kontrastiert zum übrigen schwarzen Körper.

Abdomen in der Regel mit aufgerichteter Behaarung (nur beim ♀ von *O. suggesta* anliegend). – Verbreitung boreoalpin . . . . . ***Onychogonia***

– Grundfarbe des Kopfes dunkel, kein deutlicher Kontrast zum übrigen Körper. Abdominalbehaarung anliegend . . . . . ***Pseudogonia***

92 4 Humeralborsten, die 3 stärksten in der Form eines Dreiecks angeordnet (Abb. 77). Arista in ihren basalen 2/3 verdickt. Langgestreckte Art mit Binden grauer Bereifung am Vorderrand der Tergite. Körperlänge 9–12 mm . . . . . ***Pseudopachystylum*** [*gonioides* Zett.]

– Die 3 stärksten Borsten des Humeralcallus stehen in einer annähernd geraden Linie (wie in Abb. 80, 91). Arista höchstens in ihrer basalen Hälfte verdickt. Abdomen vollständig gelblichgrau bereift. Körperlänge 4–7 mm 93

93 r_{4+5} an der Basis mit 1–3 Börstchen. Präalarborste länger als die vordere postsuturale ia. 2. Glied der Arista nicht länger als sein Durchmesser. Apikalborsten des Scutellums gekreuzt. Beine schwarz . . . . . ***Buquetia*** [*musca* R.D.]

– r_{4+5} wenigstens bis zur Mitte der Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen. Präalarborste kürzer als die vordere postsuturale ia (wie in Abb. 82). 2. Glied der Arista wenigstens 3mal so lang wie sein Durchmesser. Apikalborsten parallel oder divergierend. Beine gelb . . . . . ***Goniocera*** [*schistacea* B.B.]

94 Prosternum nackt. ad-Endsporn der Vordertibia wenigstens so lang und stark wie der dorsale Endsporn 95

– Prosternum behaart. ad-Endsporn der Vordertibia fast immer wesentlich kürzer und schwächer als der dorsale Endsporn 98

95 2 weit voneinander entfernt stehende ia hinter der Naht. Die occipitale Erweiterung nimmt nur die hintere Hälfte des Peristoms ein (wie in Abb. 8). – Körperlänge 7–8 mm . . . . . ***Angiorhina***

– 3 ia hinter der Naht. Occipitale Erweiterung nicht reduziert 96

96 Wangen außer der Behaarung mit kräftigen Borsten. Tergit 2 dorsal nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Costa im 1. Randabschnitt des Flügels an ihrer Basis mit einer Borste, die etwa so lang ist wie die Spitzenquerader. Dunkle Arten von 4–7 mm Körperlänge . . . . . ***Blepharomyia***

– Wangen nur mit feiner Behaarung. Tergit 2 bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Costa ohne eine derartige Borste. Körperlänge 7–12 mm 97

97 Der Abschnitt von m zwischen m-cu und der Beugung ist erheblich kürzer als die Strecke zwischen der Beugung und dem Flügelhinterrand. Seiten des Thorax gelb behaart. Borsten des Humeralcallus wie in Abb. 74, 78 (die starke vordere Borste steht vor der mittleren basalen Borste oder ist nur wenig nach außen gerückt). Behaarung der Wangen kurz, gelb, schwer sichtbar . . . . . ***Linnaemya*** [*comta* Fall.]

– Der Abschnitt von m zwischen m-cu und der Beugung ist länger als die Strecke zwischen der Beugung und dem Flügelhinterrand. Seiten des Thorax wenigstens vorn schwarz behaart. Borsten des Humeralcallus wie in Abb. 75 . . . . ***Ernestia*** [zum Teil]

98 Barrette flächig behaart (Abb. 97). Humeralcallus mit 5 Borsten in einer Anordnung wie in Abb. 72 99

– Barrette nackt (Abb. 98) oder höchstens vorn mit 1–2 Härchen. Humeralcallus mit 3 oder 4 Borsten 102

99 Arista etwa so lang wie das 3. Fühlerglied, auf wenigstens 4/5 ihrer Länge verdickt (Abb. 38). Wangen nur in ihrer oberen Hälfte behaart . . . . ***Rhaphiochaeta*** [*breviseta* Zett.]

– Arista etwa so lang wie die Fühler, höchstens in ihrer basalen Hälfte verdickt. Wangenbehaarung weiter herabgehend 100

100 3 + 3 dc. Hintertibia ad unregelmäßig beborstet (wie in Abb. 158). Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Abdomen schwarz mit grauer Bereifung mit Schillerflecken, höchstens beim ♂ an den Seiten des 3. Tergites mit einem sehr kleinen rötlichen Fleck. 3 st . . . . . ***Smidtia*** [*conspersa* Meig.]

– 3 + 4 dc. Hintertibia ad mit einem regelmäßigen Borstenkamm, mit einer längeren Zwischenborste (wie in Abb. 161) oder ohne solche (Abb. 156, 157). Tergite 3 und 4 in der Regel ohne Diskalborsten, wenn manchmal mit unregelmäßigen Diskalen, dann ist das Abdomen an den Seiten breit rötlich gefärbt. 2 oder 3 st 101

101 ad-Kamm der Hintertibia mit einer Zwischenborste, die etwa 2mal so lang ist wie die

anderen Börstchen (wie in Abb. 161). Abdominalbehaarung aufgerichtet. Hinterkopf oben ohne schwarze Börstchen hinter den Postokularzilien. 3 st. ♂: Stirn höchstens 0,35mal so breit wie ein Auge . . . . . ***Timavia*** [*amoena* Meig.]

– ad-Kamm der Hintertibia ohne oder nur mit einer wesentlich kürzeren Zwischenborste (Abb. 156, 157). Abdominalbehaarung meist anliegend; wenn aufgerichtet, dann hat der Hinterkopf schwarze Börstchen hinter den Postokularzilien. 2 oder 3 st. ♂: Stirn wenigstens 0,4mal so breit wie ein Auge . . . . . ***Winthemia***

102 Wangen mit kräftigen Borsten. 3 + 3 dc. Gekreuzte Apikalborsten des Scutellums senkrecht aufgerichtet (wie in Abb. 110). Arista auf wenigstens 3/4 ihrer Länge verdickt; 2. Aristaglied 2mal so lang wie sein Durchmesser . . . . . ***Phryxe*** [*setifacies* Vill.]

– Wangen fein behaart. 3 + 4 dc. Gekreuzte Apikalborsten annähernd horizontal (wie in Abb. 109). Arista auf höchstens 2/3 ihrer Länge verdickt; 2. Aristaglied kürzer als sein Durchmesser 103

103 Taster und Scutellum tiefschwarz. Taster (besonders beim ♀) stark verdickt. 4 st. Peristom breiter als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis. Hinterhüften posterodorsal nackt. Abdomen blauschwarz mit Binden sehr leichter Bereifung am Vorderrand der Tergite 3 und 4 . . . . . ***Epicampocera*** [*succincta* Meig.]

– Taster und Scutellum gelb. Taster normal. 2 st. Peristom schmaler als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis (ähnlich wie in Abb. 4). Hinterhüften posterodorsal mit einem oder mehreren Härchen (wie in Abb. 165). Abdomen vollständig grau bereift . . . . . ***Carcelia*** [*iliaca* Ratz.]

(die Wangenbehaarung ist variabel, siehe auch Nummer **181**)

104 Calyptrae auf ihrer ganzen Oberfläche behaart (Abb. 115). – Augen behaart. Körperlänge 8–15 mm . . . . . ***Nemoraea*** [*pellucida* Meig.]

– Calyptrae auf ihrer Oberfläche nackt, nur am Rand mit feinen Härchen (Abb. 112–114, 116, 117) 105

105 Körperfärbung glänzend metallisch grün oder blau. – Augen behaart. Körperlänge 6–12 mm 106

– Färbung anders 107

106 Basale Humeralborsten in einer geraden Linie; die starke vordere Humeralborste steht direkt vor der mittleren basalen Humeralborste (Abb. 74). Taster gelb. 3 + 3 dc. Beugung von m ohne oder nur mit winzigem Aderanhang. r_{4+5} auf wenigstens 2/3 zwischen der Basis und r-m mit Börstchen . . . . . ***Chrysosomopsis*** [*auratus* Fall.]

– Humeralborsten in einer Stellung wie in Abb. 75 (mittlere basale Humeralborste nach vorn gerückt). Taster schwarz oder dunkelbraun. 3 + 4 dc. Beugung von m mit einem Aderanhang etwa so lang wie r-m. r_{4+5} höchstens auf 1/3 zwischen der Basis und r-m mit Börstchen . . . . . ***Gymnocheta***

107 Die Subapikalen des Scutellums reichen nicht so weit nach hinten wie die starken, gekreuzten Apikalborsten (wie in Abb. 108). Flügel: Der Abschnitt von m zwischen r-m und m-cu ist kürzer als der zwischen m-cu und der Beugung (Abb. 130). – Augen nackt oder nur sehr spärlich behaart. Kleine Arten von 3–5,5 mm Körperlänge . . 108

– Die starken Subapikalen des Scutellums reichen wenigstens so weit nach hinten wie die Apikalen, die auch ganz fehlen können (Abb. 103–105, 112, 114–117). Der Abschnitt von m zwischen r-m und m-cu ist wenigstens so lang wie der zwischen m-cu und der Beugung (wie in Abb. 127, 128, 133, 134) 110

108 Pteropleuralborste nicht oder kaum von den umgebenden Härchen differenziert. 2 weit voneinander entfernt stehende ia hinter der Naht. Augen nackt. Abdomen grau bereift mit schwarzen Flecken und Punkten am Hinterrand der Tergite (wenigstens an der Basis der Marginalborsten) . . . . . ***Rondania*** [*cucullata* R.D.]

– Pteropleuralborste wenigstens 1,5mal so lang wie die umgebenden Haare. 3 ia hinter der Naht. Augen spärlich und kurz behaart. Abdomen anders gefärbt 109

109 1. und 2. Aristaglied verlängert, zusammen wenigstens so lang wie das 3. Aristaglied (wie in Abb. 44). r_{4+5} mit Börstchen fast bis r-m . . . . . ***Trichactia*** [*pictiventris* Zett]

– 1. und 2. Aristaglied nicht verlängert, zusammen höchstens so lang wie 1/10 des 3. Aristagliedes. r_{4+5} nur mit wenigen Börstchen an seiner Basis (Abb. 130) . . . . . ***Eloceria*** [*delecta* Meig.]

110 Gleichzeitig die folgenden 4 Merkmale: pv-Endsporn der Hintertibia etwa so lang und

stark wie der av-Endsporn (Abb. 158); Augen behaart; über der Vibrisse höchstens im unteren 1/3 der Gesichtsleisten einige Haare oder Borsten (nur bei *Lypha* selten bis zur Mitte, siehe Nummer **115**); ad-Endsporn der Vordertibia wenigstens so lang und stark wie der dorsale Endsporn (Abb. 158) (sehr selten geringfügig kürzer) **111**

– Andere Merkmalskombinationen **122**

111 Humeralcallus mit 3 starken Basalborsten in gerader Linie und einer etwa ebenso starken vorderen Borste, die gegenüber der mittleren Basalborste oder etwas weiter außen steht (Abb. 74, 78) **112**

– Stellung der Humeralborsten anders (Abb. 75, 76) **116**

112 Lateralborsten des Scutellums fehlend (wie in Abb. 117) oder haarförmig. Haustellum des Rüssels wenigstens so lang wie der große Augendurchmesser **113**

– Lateralborsten des Scutellums wenigstens so lang wie 4/5 der Basalborste und annähernd so stark. Haustellum des Rüssels kürzer als der große Augendurchmesser (wie in Abb. 22) **114**

113 3. Fühlerglied höchstens 1,5mal so lang wie das zweite. Randdorn des Flügels wenigstens 3mal so lang wie die anderen Costaldörnchen des 1. Randabschnittes. 2. Randabschnitt unten behaart. Spitzenquerader gerade oder kaum merklich konkav (wie in Abb. 120). Scutellum mit halbaufgerichteter Behaarung, höchstens mit einigen längeren und stärkeren Haaren dazwischen. Abdomen an den Seiten oft ± rot gefärbt . . . ***Eriothrix***

– 3. Fühlerglied wenigstens 2,5mal so lang wie das zweite. Randdorn des Flügels sehr kurz, nicht aus den übrigen Costaldörnchen herausragend. 2. Randabschnitt unten nackt. Spitzenquerader ausgesprochen konkav (wie in Abb. 127). Scutellum mit 2–6 aufgerichteten Borsten. Abdomen ohne rote Färbung . . . . . ***Trafoia***

114 Hintere st deutlich tiefer stehend als die vordere. Körper glänzend schwarz, praktisch ohne Bereifung. Calyptrae und Flügelbasis gelblich. – Körperlänge 4–6 mm . . . . . ***Lydina*** [*aenea* Meig.]

– Hintere st etwa auf gleicher Höhe wie die vordere. Körper mit deutlicher Bereifung. Calyptrae weißlich **115**

115 Basicosta weißlichgelb. Taster ± verkürzt, fadenförmig. Beugung von m mit einem langen Aderanhang (wie in Abb. 133). Lateralborsten des Scutellums etwa so stark wie die Basalborsten. Die Stirnborsten gehen auf den Wangen höchstens bis zur Basis der Arista herab. Körperlänge 8–13 mm . . . . . ***Linnaemya***

– Basicosta schwarz. Taster normal, distal verbreitert. Beugung der m ohne, selten mit winzigem Aderanhang. Lateralborsten viel länger und stärker als die Basalborsten. Die Stirnborsten gehen bis auf die halbe Höhe der Wangen herab. Körperlänge 4–7,5 mm . . . . . ***Lypha***

116 Gleichzeitig die folgenden 3 Merkmale: Tergit 2 dorsal nur bis zur Mitte ausgehöhlt; Scutellum ohne gekreuzte Apikalborsten; Hinterkopf überwiegend schwarz behaart (höchstens über dem hinteren Mundrand einige helle Haare) . . . . . ***Cleonice***

– Andere Merkmalskombinationen **117**

117 Mundrand von der Seite nicht sichtbar. Tergit 2 dorsal nicht ganz bis zum Hinterrand ausgehöhlt (Abb. 167) **118**

– Mundrand vorgezogen, von der Seite gut sichtbar (wie in Abb. 22). Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 168) **119**

118 Lateralborsten des Scutellums wenigstens so stark wie die Subapikalen (wie in Abb. 107). Behaarung des Peristoms fast so fein wie die Behaarung der Parafrontalia. Basicosta, Taster und Tibien gelb, bei den 2 häufigeren Arten auch das Abdomen ± umfangreich gelb. ♂: Tergit 6 nackt oder fast nackt (bis zu 6 feine Härchen) . . . . ***Hyalurgus***

– Lateralborsten schwächer als die Subapikalen. Behaarung des Peristoms börstchenartig, viel stärker als die Behaarung der Parafrontalia. Basicosta, Taster, Tibien und Abdomen schwarz. ♂: Tergit 6 dicht behaart . . . . . ***Emporomyia*** [kaufmanni B.B.]

119 ♂: vi haarförmig, nicht oder kaum von den Postokularzilien unterschieden, nach vorn gebogen; Stirn 0,15 – 0,50mal so breit wie ein Auge. ♀: 2. Fühlerglied ganz gelb; hintere der 2 oe nach vorn gerichtet . . . . . ***Ernestia***

– ♂: vi stark, konvergierend, gekreuzt oder nach hinten gebogen; Stirn 0,25 – 0,85mal so breit wie ein Auge. ♀: 2. Fühlerglied schwarz oder höchstens am distalen Ende braun; wenn ausnahmsweise gelb, dann ist die hintere oe über das Auge nach außen gebogen **120**

120 Gekreuzte Apikalborsten des Scutellums fehlend. Der Abstand der Subapikalen untereinander ist in der Regel so groß wie der Abstand der hinteren acr vor dem Scutellum. Die 2 mittleren schwarzen Streifen des Thorax vor der Naht sind fast immer zu einem gemeinsamen breiten Streifen verschmolzen. 1 starke Pteropleuralborste. ♀: Hintere oe über dem Auge nach außen gebogen . . . . . ***Fausta*** [*nemorum* Meig.]

– Gekreuzte Apikalborsten vorhanden. Der Abstand der Subapikalen untereinander ist viel größer als der Abstand der hintersten acr vor dem Scutellum. Mittlere Streifen des Thorax vor der Naht getrennt, nur höchst selten etwas verschmolzen. 2 Pteropleuralborsten. ♀: Hintere oe nach vorn gerichtet **121**

121 2. Aristaglied 2–3mal so lang wie sein Durchmesser. Randdorn des Flügels etwa 4mal so lang wie die anderen Costaldörnchen des 1. Randabschnittes. Beugung von m fast immer mit einem Aderanhang (etwa so lang wie r-m) . . . ***Appendicia*** [*truncata* Zett.]

– 2. Aristaglied 1–1,5mal so lang wie sein Durchmesser. Randdorn kurz, nicht aus der Reihe der anderen Costaldörnchen herausragend. Beugung von m ohne oder – höchst selten – mit einem sehr kurzen Aderanhang . . . . . ***Eurithia***

122 Prosternum ganz nackt (Abb. 67) **123**
(Wenn das Prosternum verdeckt ist, dann kommt man in der Regel auch ans Ziel, wenn man diese Alternative verfolgt.)

– Prosternum am Seitenrand behaart (Abb. 68), manchmal nur mit einem Härchen (Abb. 69) **144**

123 Augen dicht und lang behaart **124**

– Augen nackt oder praktisch nackt **127**

124 Über der Vibrisse steigen einige starke Borsten wenigstens bis zu 2/3 der Höhe der Gesichtsleisten auf (wie in Abb. 6, 8, 9). Präalarborste kürzer als die vordere postsuturale ia, viel kürzer als vordere postsuturale dc (Abb. 82) **125**

– Über der Vibrisse nur einige Haare oder Börstchen, die höchstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten aufsteigen. Präalarborste länger als die vordere postsuturale ia, etwa so lang wie die vordere postsuturale dc **144**

125 Ocellarborsten reklinat (wie in Abb. 11, 55). Pteropleuralborste fehlend. – Borsten des Humeralcallus wie in Abb. 73 . . . . . ***Campylocheta***

– Ocellarborsten proklinat. Pteropleuralborste vorhanden, wenigstens 1,5mal so lang wie die umgebenden Haare **126**

126 Mundrand stark nach vorn gezogen. 2 oe und Prävertikalborste fächerartig über dem Auge nach außen gebogen. Arista wenigstens bis zur Mitte verdickt. Beugung von m ohne Schattenfalte. Abdomen glänzend schwarz. Körperlänge 5–7 mm . . . . . ***Policheta*** [*unicolor* Fall.]

– Andere Merkmalskombinationen **144**

127 Über der Vibrisse steigen starke Borsten weiter als bis zur Mitte der Gesichtsleisten auf (wie in Abb. 6, 8, 9) **128**

– Über der Vibrisse nur einige Haare oder Börstchen im unteren 1/3 der Gesichtsleisten, wenn ausnahmsweise bis zur Mitte aufsteigend, dann sehr kurz und hängend (wie in Abb. 13) **129**

128 Beine gelb. Beim ♂ das 1. und 2. Fühlerglied, beim ♀ die ganzen Fühler gelb. Apikalborsten des Scutellums fehlend. Arista bis zur Mitte verdickt. Körperlänge 4–6 mm . . . . . ***Hebia*** [*flavipes* R.D.]

– Andere Merkmalskombinationen **144**

129 3. Fühlerglied vorn am Ende in eine Spitze ausgezogen (Abb. 39). – Lateralborsten des Scutellums fehlend; Apikalborsten stark, gekreuzt. Abdomen ohne Diskalborsten, dicht grau bereift, nur um die Basis der Marginalborsten schwarz. Körperlänge 4–6 mm . . . . . ***Acemya***

– 3. Fühlerglied vorn ohne solche Spitze **130**

130 Arista fast bis zum Ende verdickt, das 2. Glied wenigstens so lang wie 2/3 des 3. Gliedes (wie in Abb. 11). – pv-Endsporn der Hintertibia so lang und stark stark wie der av-Endsporn (wie in Abb. 158). Beugung vom m mit einem Aderanhang. r_1 und r_{4+5} mit zahlreichen Börstchen. Stirn sehr breit, bei beiden Geschlechtern mit 2 oe. Körperlänge 8–13 mm . . . . . ***Germaria***

– 2. Glied der Arista viel kürzer **131**

131 Thorax mit einer – zumindest vorn – sehr scharf abgegrenzten mattschwarzen Querbinde direkt hinter der Naht. Scutellum mit Ausnahme der Spitze, Tergit 2 sowie die hintere Hälfte der Tergite 3 und 4 ebenfalls mattschwarz; der Körper zeigt somit 5 schwarze Querstreifen in annähernd gleichem Abstand. – Schlanke Art von 5–10 mm Körperlänge . . . . . ***Trigonospila*** [*ludio* Zett.]

– Körperzeichnung anders 132

132 Beugung von m rechtwinklig mit Aderanhang (Abb. 133), sehr selten nur mit einer Schattenfalte (wie in Abb. 127). – Beine, Fühler und Taster wenigstens teilweise gelb. Pteropleuralborste haarförmig, zumindest weniger als 1,5mal so lang wie die umgebenden Haare 133

– Beugung von m stumpfwinklig oder gerundet, ohne Aderanhang oder Schattenfalte 135

133 Fühler viel kürzer als die Breite des Peristoms; Rüssel sehr klein, kürzer als die stark verdickten Taster (Abb. 29). – Vordertibia mit einem starken ventralen Endsporn . . . . . ***Trixa***

– Fühler nicht verkürzt, länger als die Breite des Peristoms. Rüssel normal, Taster nicht verdickt 134

134 Thorax vor der Naht mit 2 breiten schwarzen Längsstreifen, die etwa so breit sind wie der trennende Zwischenraum (Abb. 62). Ocellarborsten fehlend. 2 + 3 dc. 3 st. Aderanhang von m länger als als r-m (Abb. 133). r_{4+5} wenigstens bis zur Mitte zwischen der Basis und r-m mit Börstchen. Abdomen lateral komprimiert, seine Seiten überwiegend rot. Femora gelb. Tibien schwarz . . . . . ***Mintho*** [*rufiventris* Fall.]

– Thorax vor der Naht mit 5 schmalen Längsstreifen. Ocellarborsten vorhanden. 3 + 4 dc. 2 st. Aderanhang von m viel kürzer als r-m, sehr selten fehlend. r_{4+5} nur an der Basis mit einigen Börstchen. Abdomen nicht lateral komprimiert, schwarz mit sehr leichter grauer Bereifung. Femora und Tibien gelb . . . . . ***Redtenbacheria*** [*insignis* Egg.]

135 Beine gelb (höchstens die Tarsen dunkel). Mitteltibia mit 1 ad.–2 Humeralborsten oder 3 in gerader Linie 136

– Beine schwarz oder dunkelbraun (höchstens die Tibien gelblich). Mitteltibia fast immer mit wenigstens 2 ad 138

136 Kopfprofil halbkreisförmig, die Fühlerbasis weit unter der Augenmitte ansetzend. Mundrand von der Seite nicht sichtbar. Peristom linienförmig schmal. Parafrontalia bei beiden Geschlechtern mit einer Reihe von 5–8 starken oe. r_1 und r_{4+5} (beim ♀ auch cu) mit zahlreichen Börstchen. Abdomen mit Diskalborsten. Epaulette schwarz. Basicosta gelb . . . . . ***Halidaya*** [*aurea* Egg.]

– Kopfprofil nicht halbkreisförmig. Fühler über der Augenmitte ansetzend. Mundrand vorgezogen, von der Seite sichtbar. Peristom wenigstens so breit wie 1/6 des großen Augendurchmessers. Parafrontalia höchstens mit 2–3 oe. Nur r_{4+5} an der Basis mit wenigen Börstchen. Abdomen ohne Diskalborsten (nur bei der seltenen nordeuropäischen *Solieria borealis* mit Diskalen). Epaulette und Basicosta gelb 137

137 2 dc vor der Naht. Die Stirnborsten reichen wenigstens bis zur Mitte des 2. Fühlergliedes herab. 3. Fühlerglied schwarz. Stirn grau bereift, selten schwach gelblich . . . . . ***Solieria***

– 3 dc vor der Naht. Die Stirnborsten reichen höchstens bis zur Mitte des 1. Fühlergliedes. Fühler ganz gelb. Stirn goldgelb bereift . . . . . ***Leskia*** [*aurea* Fall.]

138 Gleichzeitig die folgenden 3 Merkmale: Haustellum des Rüssels schlank, wenigstens 3,5mal so lang wie sein Durchmesser (Abb. 27); Mundrand vorgezogen, von der Seite gut sichtbar (Abb. 27); Humeralcallus mit 3 Borsten in gerader Linie (wie in Abb. 70) 139

– Andere Merkmalskombinationen 142

139 Die Vibrisse steht hoch über dem Mundrand (Abb. 27). ad-Endsporn der Vordertibia viel länger und stärker als der dorsale Endsporn. Abdomen dicht bereift, am Hinterrand der Tergite 3 und 4 mit je einem Paar ± deutlicher schwarzer Flecken . . . . . ***Stomina*** [*tachinoides* Fall.]

– Vibrisse auf der Höhe des Mundrandes. ad-Endsporn der Vordertibia kürzer als der dorsale Endsporn. Abdominalzeichnung anders 140

140 Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. Haustellum des Rüssels sehr schlank, 8–12mal so

lang wie sein Durchmesser. Rüssel länger als die Kopfhöhe. – Arista verdickt auf wenigstens 2/3 ihrer Länge, ihr 2. Glied 3–4mal so lang wie sein Durchmesser . ***Aphria***

– Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Haustellum des Rüssels 3,5–6mal so lang wie sein Durchmesser. Rüssel kürzer als die Kopfhöhe 141

141 Arista verdickt auf höchstens 2/5 ihrer Länge, ihr 2. Glied nicht länger als sein Durchmesser . . . . . ***Bithia***

– Arista auf mehr als 1/2 ihrer Länge verdickt, ihr 2. Glied 2,5–4mal so lang wie sein Durchmesser . . . . . ***Demoticus*** [*plebejus* Fall.]

142 Gleichzeitig: Abdomen an den Seiten breit rot oder gelb; die 3 äußeren Humeralborsten in der Form eines Dreiecks stehend (wie in Abb. 71, 72); r_{4+5} etwa bis r-m mit Börstchen; Tergit 2 dorsal nur bis zur Mitte ausgehöhlt 143

– Andere Merkmalskombinationen 144

143 Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. Apikalborsten des Scutellums fehlend. r_1 nackt. ad-Endsporn der Vordertibia viel kürzer als der dorsale Endsporn . . . . . ***Atylostoma*** [*tricolor* Mik]

– Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Apikalborsten des Scutellums stark, gekreuzt. r_1 mit Börstchen. ad-Endsporn der Vordertibia länger als der dorsale Endsporn . . . . . ***Phenicellia*** [*haematodes* Meig.]

144 Präalarborste kürzer und schwächer als die Notopleuralen (Abb. 82), manchmal haarförmig oder ganz fehlend (in Zweifelsfällen höchstens so lang wie die vordere postsuturale ia und höchstens so lang wie 1/2 der vorderen postsuturalen dc) 145

– Präalarborste länger und stärker als die Notopleuralen (Abb. 1, 2) (in Zweifelsfällen länger als die vordere postsuturale ia und länger als 2/3 der vorderen postsuturalen dc) 179

145 Fläche der Calyptrae nahe dem Außenrand ballonförmig konvex (Abb. 112). – Scutellum ganz schwarz. Gesichtsleisten über der Vibrisse höchstens im unteren Drittel mit Börstchen 146

– Calyptrae am Außenrand nicht auffallend konvex (Abb. 113–117) 149

146 Augen nackt. Barrette nackt. Beugung von m rechtwinklig mit kurzem Aderanhang. 2 dc vor der Naht. Abdomen mit anliegender Behaarung, ohne Diskalborsten; seine Färbung glänzend schwarz, am Vorderrand der Tergite 3 und 4 mit einer sehr schmalen Bereifungsbinde, die in der Mitte unterbrochen ist. Tergit 5 nur halb so lang wie Tergit 4. Körperlänge 3–4 mm.–2. Glied der Arista 3–4mal so lang wie sein Durchmesser . . . . . ***Atylomyia*** [*loewi* Brauer]

– Augen lang und dicht behaart. Barrette behaart (wie in Abb. 97). Beugung von m ohne Aderanhang. 3 dc vor der Naht. Abdomen bei den ♂ mit aufgerichteter Behaarung (manchmal mit Diskalborsten), bei den ♀ wenigstens die Tergite 4 und 5 mit Diskalborsten. Abdominalbereifung ausgedehnter. 5. Tergit 0,7–1,0mal so lang wie Tergit 4. Körperlänge 4,5–8 mm 147

147 Peristom wenigstens so breit wie 1/3 des großen Augendurchmessers. Wangen an ihrer schmalsten Stelle wenigstens so breit wie 2/3 des 3. Fühlergliedes . . . . . ***Prosethilla*** [*kramerella* Stein]

– Peristom höchstens so breit wie 1/8 des großen Augendurchmessers. Wangen an ihrer schmalsten Stelle höchstens so breit wie 1/2 des 3. Fühlergliedes 148

148 Scutellum mit Lateralborsten so stark wie die Apikalborsten. 2. Aristaglied 2,5–4mal so lang wie sein Durchmesser. Abdomen an den Seiten rötlich durchscheinend (beim ♀ wenigstens am Vorderrand von Tergit 3). Taster in der distalen Hälfte gelb . . . . . ***Ethilla*** [*aemula* Meig.]

– Lateralborsten fehlend oder haarförmig (Abb. 112). 2. Aristaglied 1–2mal so lang wie sein Durchmesser. Abdomen nicht rötlich durchscheinend. Taster schwarz oder gelb . . . . . ***Paratryphera***

149 Beugung von m winklig, mit einer Schattenfalte (Abb. 127) 150

– Beugung von m gerundet, ohne Schattenfalte (wie in Abb. 118, 128, 131) 157

150 Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien ohne schwarze Börstchen, nur mit weißer Behaarung 151

– Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien mit schwarzen Börstchen über der weißen Behaarung. – Börstchen oder Borsten über der Vibrisse stets weiter als bis zur Mitte der Gesichtsleisten aufsteigend 154

151 Die Borsten oder Börstchen über Vibrisse reichen höchstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten nach oben (wenn ausnahmsweise etwas darüber, dann sind die oberen Börstchen deutlich schwächer als die unteren). Augen nackt oder behaart **152**

– Die starken Borsten über der Vibrisse reichen bis zum oberen 1/3 oder 1/4 der Gesichtsleisten (Abb. 6), wenn ausnahmsweise nur wenig bis über die Mitte, dann sind die oberen Borsten genauso stark wie die unteren. Augen stets behaart (wenn auch manchmal nur spärlich und kurz) **153**

152 Ocellarborsten etwa so stark wie die hinteren oi. Augen nackt oder behaart . . ***Exorista***

– Ocellarborsten fehlend oder haarförmig. Augen dicht behaart.–3 + 4 dc. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Syncercus beim ♂ dorsal mit gelben Haaren wie bei *Exorista rustica* (Abb. 281). Körperlänge 6–7 mm . . . . . ***Neophryxe*** [*vallina* Rond.]

153 2. Aristaglied 3–4mal so lang wie sein Durchmesser (Abb. 6). Taster schwarz. Wangen an ihrer schmalsten Stelle nicht oder kaum breiter als die Taster (Abb. 6). Hinterkopf flach. Vibrisse auf der Höhe des Mundrandes. 4 dc hinter der Naht. ♀: oi auffallend lang und stark (Abb. 6) . . . . . ***Phorinia*** [*aurifrons* R.D.]

– 2. Aristaglied 1–1,5mal so lang wie sein Durchmesser. Taster (wenigstens an der Spitze) gelb. Wangen an ihrer schmalsten Stelle wenigstens 2mal so breit wie die Taster, meist viel breiter. Hinterkopf gewölbt. Vibrisse über der Höhe des Mundrandes. 3 dc hinter der Naht (bei den vier berücksichtigten Arten). ♀: oi normal . . . . . ***Chetogena***

154 Die Ocellarborsten stehen auf der Höhe des vorderen Ocellus oder noch etwas davor (Abb. 54). Augen nur sehr spärlich und kurz behaart, fast nackt. Gesichtsleisten (von der Seite gesehen) in ihrer unteren Hälfte konvex. Apikalborsten des Scutellums fehlend. Hinterkopf flach. Körperlänge 3,5–6 mm . . . . . ***Bessa***

– Ocellarborsten hinter dem vorderen Ocellus stehend (wie in Abb. 56, 57). Augen dicht und lang behaart. Gesichtsleisten in ihrer unteren Hälfte konkav oder gerade. Gekreuzte Apikalborsten vorhanden, manchmal aber nur haarförmig. Hinterkopf gewölbt. Körperlänge 5–14 mm **155**

155 3 + 3 dc. Vordertibia mit pd-Endsporn und pd-Börstchen. Tergit 3 mit Diskalborsten, die wenigstens 2mal so lang sind wie die Behaarung des 3. Tergites. ♀: 6. Sternit V-förmig (Abb. 192, 225, 226). ♂: Epandrium sehr groß, von hinten gesehen fast halb so breit wie Tergit 5 (nur bei der seltenen *Phorocera grandis* etwa so breit wie 1/3 – 1/4 von Tergit 5) . . . . . ***Phorocera***

– 3 + 4 dc. Vordertibia ohne pd-Endsporn und (meist) ohne pd-Börstchen. Tergit 3 ohne Diskalborsten oder mit kurzen Borsten, die kaum länger sind als die Grundbehaarung. ♀: 6. Sternit nicht V-förmig. ♂: Epandrium normal, von hinten gesehen nur etwa so breit wie 1/4 von Tergit 5 . . . . . **156**

156 Hinterrand der Tergite schwarz, Bereifung bei unterschiedlichem Lichteinfall wenig veränderlich. 3. Fühlerglied beim ♂ 2,3–3,2mal, beim ♀ 1,8–2,2mal so lang wie das zweite. Marginalborsten von Tergit 4 höchstens so lang wie das Segment. Tergite 3 und 4 mit kurzen Diskalborsten. Basicosta gelb oder braun. 4. Randabschnitt des Flügels etwa so lang wie der sechste. ♂: Syncercus flach herzförmig, nicht auffällig behaart . . . . . ***Diplostichus*** [*janitrix* Hart.]

– Abdomen bis hinten bereift, bei unterschiedlichem Lichteinfall mit sehr veränderlichen Schillerflecken. 3. Fühlerglied beim ♂ 3,8–4,5mal, beim ♀ 2,7–3,7mal so lang wie das zweite. Marginalborsten von Tergit 4 deutlich länger als das Segment. Tergite 3 und 4 in der Regel ohne Diskalborsten. Basicosta schwarz. 4. Randabschnitt des Flügels viel länger als der sechste. ♂: Syncercus lang und schmal, dorsal mit büschelartig dichter, gekräuselter Behaarung . . . . . ***Parasetigena*** [*silvestris* R.D.]

157 Arista auf 1/2 ihrer Länge (wie in Abb. 16) oder weiter verdickt (Abb. 8, 9); der Bereich, in dem sich die Verdickung verjüngt, ist kurz. – Stirn bei beiden Geschlechtern etwa so breit wie ein Auge oder breiter **158**

– Arista auf 1/5 – 2/5 ihrer Länge verdickt (wie in Abb. 4, 12); die Verjüngung des verdickten Teils erfolgt über eine längere Strecke **166**

158 Gesichtsleisten über der Vibrisse über die Mitte hinaus mit aufgerichteten, starken Borsten (wie in Abb. 6, 8, 9). ♂ mit oder ohne oe **159**

– Gesichtsleisten nur im unteren 1/5 – 2/5 mit Börstchen (wie in Abb. 3–5); wenn geringfügig weiter, dann sind die Börstchen hängend (Abb. 13). ♂ stets mit oe. – Tergit 2

nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt **162**

159 Wangen unter den Stirnborsten dicht, aber kurz, behaart (Abb. 8). Peristom wenigstens so breit wie 3/5 des großen Augendurchmessers. Occipitale Erweiterung reduziert; Peristom in seiner vorderen Hälfte daher völlig nackt (Abb. 8). Augen spärlich und kurz behaart, beim ♀ manchmal fast nackt. – Tergite bis zum Hinterrand bereift. Körperlänge 5–8 mm . . . . . ***Istocheta*** (ohne *hemichaeta* B.B., siehe Nummer **171**)

– Wangen unter den Stirnborsten nackt oder oder mit höchstens 1–3 Haaren. Peristom viel schmaler. Behaarte occipitale Erweiterung wenigstens am Unterrand des Peristoms entwickelt. Augen immer nackt **160**

160 Tergit 2 dorsal praktisch bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 168). 2. Randabschnitt des Flügels so lang wie 1/3 – 1/2 des dritten. Tergite grau bereift, mit Ausnahme einer diffusen dunklen Hinterrandbinde. Körperlänge 5–7 mm . . . . . ***Ligeriella*** [*aristata* Vill.]

– Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 167, 169). 2. Randabschnitt des Flügels etwa so lang wie 1/4 des dritten. Abdomen ganz schwarz oder mit schmalen weißen Binden am Vorderrand der Tergite. Körperlänge 3–5 mm **161**

161 r_{4+5} mit 1–3 Börstchen an der Basis. Mitteltibia mit 1 ad. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Stiel von R_5 so lang wie 1/4 – 1/2 der Spitzenquerader. Abdomen ganz glänzend schwarz, ohne Bereifung . . . . . ***Ligeria*** [*angusticornis* Loew]

– r_{4+5} wenigstens bis r-m mit Börstchen. Mitteltibia mit 2–3 ad. Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. R_5 nicht gestielt oder der Stiel viel kürzer. Tergite mit schmalen weißen Binden am Vorderrand . . . . . ***Staurochaeta*** [*albocingulata* Fall.]

162 Abdomen ohne Diskalborsten. 3. Fühlerglied in seinem apikalen 1/3 wenigstens 5mal (♀)–10mal (♂) so breit wie die Wangen auf halber Höhe. Mundrand vorgezogen, von der Seite sichtbar. Körperlänge 2–3,5 mm. – Mitteltibia mit 1 ad. Abdomen glänzend schwarz; Tergite am Vorderrand mit schmalen Binden grauer Bereifung, die in der Mitte unterbrochen sind . . . . . ***Paracraspedothrix*** [*montivaga* Vill.]

– Abdomen mit Diskalborsten. 3. Fühlerglied in seinem apikalen 1/3 höchstens 2mal (♀)–4mal (♂) so breit wie die Wangen auf halber Höhe. Mundrand von der Seite nicht sichtbar. Körperlänge 3,5–6,5 mm **163**

163 Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. Abdomen bis zum Hinterrand bereift (die Tergite 4 und 5 bei den ♂ oft aber viel schwächer als die Tergite 2 und 3). 2–3 Humeralborsten. 3. Fühlerglied 1,5 (♀)–3mal (♂) so lang wie das zweite. Wangen an ihrer schmalsten Stelle etwa so breit wie das 3. Fühlerglied **164**

– Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Tergite ganz glänzend schwarz oder mit schmalen Bereifungsbinden am Vorderrand. 2 Humeralborsten. 3. Fühlerglied 3,5 (♀)–8mal (♂) so lang wie das zweite. Wangen an ihrer schmalsten Stelle höchstens halb so breit wie das 3. Fühlerglied **165**

164 ad-Endsporn der Vordertibia etwa so lang und stark wie der dorsale Endsporn; pd-Endsporn fehlend. 2. Aristaglied so lang wie sein Durchmesser. Peristom so breit wie 1/4 – 2/5 des großen Augendurchmessers. Haustellum des Rüssels kürzer als 1/2 des kleinen Augendurchmessers. ♀: Sternit 7 dorsal vertieft und wie ein Legestachel zugespitzt . . . . . ***Robinaldia*** [*angustata* Vill.]

– ad-Endsporn der Vordertibia höchstens halb so lang wie der dorsale Endsporn; pd-Endsporn vorhanden. 2. Aristaglied 1,5–2,5mal so lang wie sein Durchmesser. Peristom so breit wie 1/2 – 2/3 des großen Augendurchmessers. Haustellum wenigstens so lang wie 2/3 des kleinen Augendurchmessers. ♀: Sternit 7 lateral komprimiert (Abb. 209) . . . . . ***Picconia*** [*incurva* Zett.]

165 Abdomen ganz glänzend schwarz, ohne Bereifung. Wangen unter den Stirnborsten mit sehr feinen und kurzen Haaren, die fast bis zur Mitte oder noch etwas weiter herabgehen. Mitteltibia mit 1 ad. Lateralborsten des Scutellums wesentlich kürzer als die Basalen und Subapikalen, oft nur haarförmig. Körperlänge 3,5–4 mm . . . . . ***Erynniopsis*** [*antennata* Rond.]

– Tergite mit einer schmalen Bereifungsbinde am Vorderrand. Wangen unter den Stirnborsten nackt. Mitteltibia mit 2–3 ad. Lateralborsten des Scutellums wenigstens so lang und stark wie die Basalen, oft so stark wie die Subapikalen. Körperlänge 4–6,5 mm . . . . . ***Leiophora*** [*innoxia* Meig.]

166 Propleure behaart (Abb. 90). – Apikalborsten des Scutellums aufgerichtet, meist parallel (Abb. 100). Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Über der Vibrisse einige Börstchen höchstens im unteren 1/3 der Gesichtsleisten. Augen behaart oder fast nackt. ♂ meist mit paarigen dunklen Flecken auf den Tergiten 3 und 4 . . . . ***Meigenia***

– Propleure nackt; wenn ausnahmsweise behaart, dann andere Merkmalskombinationen **167**

167 Mitteltibia nur mit einer starken, isolierten ad (wie in Abb. 154). ad-Endsporn der Vordertibia höchstens halb so lang wie der dorsale Endsporn. – Die 3 stärksten Borsten des Humeralcallus stets in einer geraden oder annähernd geraden Linie stehend (wie in Abb. 70, 80), selten nur 2 Borsten vorhanden (wie in Abb. 81) **168**

– Mitteltibia mit 2–3 oder mehr ad (wie in Abb. 152, 153). ad-Endsporn der Vordertibia manchmal fast so lang wie der dorsale Endsporn oder sogar länger **173**

168 Augen dicht und lang behaart. 4 dc hinter der Naht **169**

– Augen nackt oder praktisch nackt. 3 dc hinter der Naht **170**

169 Über der Vibrisse gehen starke, aufgerichtete Borsten weiter als bis zur Mitte der Gesichtsleisten empor (wie in Abb. 6). Ocellarborsten fehlend oder haarförmig. 3. Fühlerglied an seiner Basis nicht auffallend vorgezogen. Hinterhüften posterodorsal nackt. 4 Humeralborsten. ♀: Tergite 3 und 4 ventral zusammengedrückt, am Hinterrand mit Dörnchen; Postabdomen mit Legestachel (Abb. 217) . ***Compsilura*** [*concinnata* Meig.]

– Gesichtsleisten über der Vibrisse nur im unteren 1/3 mit Börstchen. Ocellarborsten so stark wie die oi. 3. Fühlerglied an seiner Basis stark nach vorn gewölbt. Hinterhüften posterodorsal mit 1–3 Haaren. 3 Humeralborsten. ♀: Tergite 3 und 4 normal; Postabdomen ohne Legestachel . . . . . ***Hemimacquartia*** [*paradoxa* B.B.]

170 Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. Vibrisse weit über der Höhe des Mundrandes. Gesichtsleisten nur im unteren 1/4 – 1/3 mit Börstchen. – Abdomen vollständig bereift. Wangen mit 4–10 Haaren unter den Stirnborsten. Scutellum ohne Apikalborsten; Lateralen oft doppelt . . . . . ***Zaira*** [*cinerea* Fall.]

– Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Vibrisse auf der Höhe des Mundrandes, die Börstchen oder Borsten darüber reichen wenigstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten . . **171**

171 Wangen unter den Stirnborsten mit 8–15 Härchen. Peristom wenigstens so breit wie 3/5 des großen Augendurchmessers (wie in Abb. 8). 1 Paar starke acr vor der Naht (manchmal davor noch 1 Paar wesentlich kürzere Börstchen). Tergit 2 dorsal höchstens bis zur Mitte ausgehöhlt (wie in Abb. 169). Tergite vollständig bereift, am Hinterrand nicht schwarz . . . . . ***Istocheta*** [*hemichaeta* B.B.]

– Wangen unter den Stirnborsten nackt oder höchstens mit 1–2 Härchen. Peristom höchstens so breit wie 2/5 des großen Augendurchmessers. 2–3 Paar acr vor der Naht. Tergit 2 dorsal viel weiter ausgehöhlt, meist fast bis zum Hinterrand (wie in Abb. 167). Tergite am Hinterrand schwarz **172**

172 Letzter Abschnitt von cu_1 so lang wie 1/2 – 2/3 von m-cu. Apikalen des Scutellums fehlend. Aufsteigende Börstchen über der Vibrisse hängend. Peristom so breit wie 1/8 – 1/5 des großen Augendurchmessers. Taster schwarz. 2–3 st. ♀: Postabdomen am Ende mit einem plattenartigen Sklerit (= Tergit 7) (Abb. 184, 197–200). ♂: Sternit 5 meist mit einem von der Seite sichtbaren Haarbüschel (Abb. 205–208) . . . . . ***Medina***

– Letzter Abschnitt von cu_1 wenigstens so lang wie m-cu. Scutellum mit haarförmigen Apikalborsten. Borsten über der Vibrisse aufgerichtet. Taster gelb. 2 st. ♀: Postabdomen mit einem nach vorn eingeschlagenen Legestachel (ähnlich wie in Abb. 217, meist aber in Tergit 5 verborgen und nur von hinten zum Teil sichtbar). ♂: Sternit 5 ohne Haarbüschel . . . . . ***Vibrissina***

173 Die 3 stärksten Humeralborsten stehen in einer geraden oder annähernd geraden Linie (wie in Abb. 80) oder nur 2 Borsten vorhanden (wie in Abb. 81). ad-Endsporn der Vordertibia länger als der dorsale Endsporn. – Augen praktisch nackt. Börstchen über der Vibrisse nur im unteren 1/3 der Gesichtsleisten (wenn ausnahmsweise fast bis zur Mitte, dann sehr kurz und hängend) **174**

– Die 3 stärksten Humeralborsten stehen in der Form eines recht- oder stumpfwinkligen Dreiecks (wie in Abb. 71, 77). ad-Endsporn der Vordertibia so lang wie der dorsale Endsporn oder kürzer. – Tergite 3 und 4 immer mit starken Diskalborsten **176**

174 Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Diskalborsten der Tergite 3 und 4 stark,

fast so lang wie die Marginalborsten. Humeralcallus mit 4 Borsten. Mitteltibia mit 3–5 ad. Taster schwarz oder gelb. Hinterrand der Tergite schwarz. ♀: Tergite 3 und 4 ventral zusammengedrückt, am Hinterrand mit Börstchen (wie in Abb. 217); Postabdomen mit Legestachel . . . . . ***Blondelia***

– Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 ohne oder nur mit sehr schwachen Diskalborsten (viel feiner und kürzer als die Marginalen). Humeralcallus mit 2–3 Borsten. Mitteltibia mit 2 (-3) ad. Taster gelb. Tergite bis zum Hinterrand bereift (Bereifung allerdings manchmal nur sehr schwach oder auf den letzten Tergiten fast verloschen). ♀: Tergite 3 und 4 normal; Postabdomen ohne Legestachel 175

175 Haustellum des Rüssels 1–1,5mal so lang wie sein Durchmesser, höchstens so lang wie 1/4 des kleinen Augendurchmessers. Letzter Abschnitt von cu_1 so lang wie 1/2 – 2/3 von m-cu. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Verdickter Teil der Arista gelb. ♂: Abdominalbehaarung anliegend. ♀: Postabdomen am Ende mit einer Platte (wie in Abb. 197) . . . . . ***Paratrixa*** [*polonica* B.B.]

– Haustellum 4–5mal so lang wie sein Durchmesser, wenigstens so lang wie der kleine Augendurchmesser. Letzter Abschnitt von cu_1 länger als m-cu. Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. Verdickter Teil der Arista schwarz. ♂: Abdominalbehaarung aufgerichtet. ♀: Postabdomen normal . . . . . ***Conogaster*** [*pruinosa* Meig.]

176 Augen behaart, die Haare so lang wie 3–4 Augenfacetten (gegen einen dunklen Hintergrund betrachten!). – Taster schwarz oder dunkelbraun 177

– Augen nackt oder praktisch nackt; wenn einzelne Härchen vorhanden sind, dann sind diese höchstens so lang wie 1–2 Augenfacetten. – Die Börstchen über der Vibrisse reichen höchstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten 178

177 Über der Vibrisse steigen starke aufgerichtete Borsten weiter als bis zur Mitte der Gesichtsleisten empor (meist auf 2/3 – 4/5 ihrer Höhe). Tergit 2 dorsal nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Lateralborsten des Scutellums stark, etwa so lang wie die Subapikalen (wie in Abb. 104). 3. Fühlerglied 2,5–5mal so lang wie das zweite . . ***Lecanipa***

– Die Borsten über der Vibrisse reichen höchstens bis zur Mitte der Gesichtsleisten. Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Lateralborsten viel kürzer als die Subapikalen, kürzer als die Basalen. 3. Fühlerglied 1,2–2mal so lang wie das zweite . . . . . ***Lomachantha*** [*parra* Rond.]

178 Lateralborsten des Scutellums länger als die Basalen, meist fast so lang wie die Subapikalen (Abb. 104). Randdorn des Flügels nicht differenziert oder höchstens 2mal so lang wie die umgebenden Costaldörnchen. 3. Fühlerglied 2,5–4mal so lang wie das zweite. r_{4+5} auf höchstens 1/3 der Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen . . . . . ***Oswaldia***

– Lateralborsten kürzer als die Basalen. Randdorn des Flügels stark, 3–5mal so lang wie die umgebenden Costaldörnchen. 3.Fühlerglied 1,2–1,8mal so lang wie das zweite. r_{4+5} bis zur Mitte der Strecke zwischen der Basis und r-m oder weiter mit Börstchen . ***Belida***

179 Augen dicht behaart; die einzelnen Haare sind wenigstens so lang wie 3–4 Augenfacetten 180

– Augen nackt oder praktisch nackt; wenn zerstreute Haare vorhanden sind, dann sind diese nur so lang wie 1–2,5 Augenfacetten 210

180 Gleichzeitig: Peristom schmaler als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis (beides von der Seite gesehen gemessen, Abb. 4) und Hinterkopf hinter den Postokularzilien ohne schwarze Haare oder Börstchen (nur hell behaart). – Taster gelb. 2 st 181

– Peristom breiter als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis, wenn aber schmaler, dann mit schwarzen Börstchen hinter den Postokularzilien und 3 oder 4 st 182

181 Mitteltibia mit einer starken Innenborste (Abb. 154). Hinterhüften posterodorsal behaart (Abb. 165) . . . . . ***Carcelia***

– Mitteltibia ohne Innenborste (Abb. 155). Hinterhüften posterodorsal nackt (wie in Abb. 166) . . . . . ***Senometopia***

182 Die 3 stärksten Borsten des Humeralcallus stehen in der Form eines Dreiecks (Abb. 71, 72). 183

– Humeralcallus mit 3 Borsten in gerader oder annähernd gerader Linie und 0–2 Borsten davor (Abb. 70, 73, 74) 190

183 Barrette bis hinten (oder wenigstens bis auf 2/3 ihrer Länge) behaart (wie in Abb. 97) 184

– Barrette nackt (Abb. 98) oder höchstens vorn mit 1–2 Härchen **185**

184 Arista fast bis zum Ende verdickt (Abb. 38). Hinterkopf in seiner oberen Hälfte hinter den Postokularzilien mit mehreren Reihen schwarzer Börstchen. Wangen an ihrer schmalsten Stelle fast so breit wie 1/2 des kleinen Augendurchmessers. Abdomen bis hinten gleichmäßig bereift . . . . . ***Rhaphiochaeta*** [*breviseta* Zett.]

– Arista nur in ihrem basalen 1/5 – 1/4 verdickt (Abb. 5). Hinterkopf in seiner oberen Hälfte hinter den Postokularzilien nur mit heller Behaarung. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/10 – 1/6 des kleinen Augendurchmessers (Abb. 5). Abdomen meist mit 1–3 schwarzen Flecken in der Bereifung von Tergit 3 (und 4) . . . ***Nemorilla***

185 Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. – Gesichtsleisten (von der Seite gesehen) stark konvex (wie in Abb. 15, 16). Mitteltibia mit 3–4 ad. Taster schwarz. Tergite bis hinten bereift, mit veränderlichen Schillerflecken . . . . . ***Euexorista*** [*obumbrata* Pand.]

– Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten **186**

186 Tergit 2 dorsal nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Wangen wenigstens so breit wie das 3. Fühlerglied. – Gesichtsleisten (von der Seite gesehen) konkav. Hinterkopf stark gewölbt. 3dc hinter der Naht. Mitteltibia mit 3–6 ad. Taster schwarz . . . . . ***Ptesiomyia*** [*alacris* Meig.]

– Tergit 2 bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Wangen schmaler als das 3. Fühlerglied . . **187**

187 Arista auf 2/3 – 3/4 ihrer Länge verdickt (wie in Abb. 41). Peristom schmaler als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis. Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen (pd-Endsporn manchmal allerdings sehr kurz). – Stirn bei beiden Geschlechtern breiter als ein Auge und mit 2 oe. 3 dc hinter der Naht. Mitteltibia mit 3–5 ad . . . . . ***Thelymyia*** [*saltuum* Meig.]

– Arista auf höchstens 2/5 ihrer Länge verdickt. Peristom breiter als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen **188**

188 Hinterkopf in seiner oberen Hälfte hinter den Postokularzilien ohne schwarze Börstchen. Hinterhüften posterodorsal meist mit einem Börstchen.–3 dc hinter der Naht. Taster schwarz . . . . . ***Amelibaea*** [*tultschensis* B.B.]

– Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien mit schwarzen Börstchen. Hinterhüften posterodorsal fast immer nackt **189**

189 Lateralborsten des Scutellums 0,9–1,1mal so lang wie die Basalborsten. Länge der Mundöffnung (von unten gesehen) 0,7–1,0mal so lang wie die Stirn (Abb. 12). Außer den 3 starken Humeralborsten, die in einem Dreieck stehen, finden sich innen vorn höchstens noch 1–2 viel schwächere Börstchen (Abb. 71). Mitteltibia mit 2–3 ad, selten (*P. villica, vicina*) nur mit 1 ad und einem kleinen Börstchen darüber . . . . . ***Phebellia***

– Lateralborsten des Scutellums 0,6–1,0mal so lang wie die Basalborsten. Länge der Mundöffnung 0,60 – 0,75mal so lang wie die Stirn (Abb. 13). 5 Humeralborsten vorhanden, die innen vorn stehenden 2 Borsten sind kaum schwächer als die kürzeste der 3 im Dreieck angeordneten Borsten (Abb. 72). Mitteltibia meist nur mit 1 ad, höchstens mit einer kleinen Borste darüber . . . . . ***Myxexoristops***

190 Gleichzeitig die folgenden 4 Merkmale vorhanden: Basis von r_{4+5} mit einem einzigen, starken Börstchen (wenigstens so lang wie r-m, siehe Abb. 129); Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien nur mit heller Behaarung oder mit höchstens 5–10 schwarzen Börstchen auf jeder Seite; Tergit 3 (und meist auch Tergit 4) ohne Diskalborsten; 4 st **191**

– Andere Merkmalskombinationen **192**

191 Ocellarborsten fehlend. Wangen nach unten kaum verengt, an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 3/5 – 5/6 des 3. Fühlergliedes. Mitteltibia mit 1–3 ad. Tergite 3 und 4 bereift, eine schwarze Mittellängslinie und ein schmaler Saum am Hinterrand der Tergite schwarz. Scutellum und Taster überwiegend gelblich. Tergite 4 und 5 beim ♂ ventral mit einem Sturmia-Fleck. Körperlänge 7–10 mm . . . . . ***Drino*** [*lota* Meig.]

– Ocellarborsten vorhanden. Wangen nach unten stark verengt, an ihrer schmalsten Stelle etwa so breit wie 1/6 des 3. Fühlergliedes. Mitteltibia mit 1 ad. Tergite schwarz, am Vorderrand mit einem schmalen, in der Mitte unterbrochenen Bereifungsband. Scutellum ganz schwarz, Taster schwarz oder an der Spitze braun. Abdomen beim ♂ ohne Sturmia-Fleck. Körperlänge 5–6 mm . . . . . ***Cadurciella*** [*tritaeniata* Rond.]

192 Gekreuzte Apikalborsten des Scutellums in einem Winkel von etwa 60° bis fast 90° zum

Scutellum aufgerichtet (Abb. 110) 193
– Apikalborsten nicht (Abb. 109) oder kaum (höchstens in einem Winkel von 30°) aufgerichtet oder fehlend 197
193 Humeralcallus mit 3 Borsten in einer geraden oder annähernd geraden Linie (Abb. 70). Hinterhüften posterodorsal behaart (wie in Abb. 165). Hinterkopf in seiner oberen Hälfte hinter den Postokularzilien meist nur mit hellen Haaren. – Stirn 0,7 – 0,9mal so breit wie ein Auge. Taster gelb. Scutellum wenigstens in seinen hinteren 2/3 rötlich . . . . . ***Huebneria*** [*affinis* Fall.]
– 4–5 Humeralborsten (Abb. 73, 78, 80). Hinterhüften posterodorsal nackt. Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien mit ein oder mehreren Reihen schwarzer Börstchen 194
194 Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. 1 oi (Abb. 3). ♂: Hintertibia ad mit einem regelmäßigen Kamm ohne Zwischenborste (wie in Abb. 160).–4 st. Mitteltibia mit 1 ad. Taster schwarz . . . . . ***Catagonia*** [*aberrans* Rond.]
– Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. 2–3 oi. ♂: Hintertibia ohne einen regelmäßigen Börstchenkamm 195
195 Abstand der hinteren Ocellen voneinander 0,14 – 0,22mal so groß wie die Stirnbreite (Abb. 57). Vordere Humeralborste vor der Linie zwischen mittlerer und innerer basaler Humeralborste stehend (wie in Abb. 80). Gleichzeitig die folgenden 5 Merkmale: 4 oder 5 st; Börstchen über der Vibrisse etwas weiter als bis zur halben Höhe der Gesichtsleisten aufsteigend (wie in Abb. 7); Arista höchstens bis zur Mitte verdickt; Scutellum ganz schwarz; 4 dc hinter der Naht. – Hierher gehören alle Exemplare, deren Stirn schmaler ist als ein Auge und deren Mitteltibia nur 1 ad besitzt . . . ***Pseudoperichaeta***
– Abstand der Ocellen 0,20 – 0,28mal so groß wie die Stirnbreite (wie in Abb. 53). Vordere Humeralborste fast immer direkt vor der mittleren basalen Humeralborste (Abb. 73), selten etwas nach innen versetzt. Andere Merkmalskombinationen. Stirn immer breiter als ein Auge und Mitteltibia mit wenigstens 2 ad 196
196 ad-Endsporn der Vordertibia länger und stärker als der dorsale Endsporn (wie in Abb. 150). – Börstchen über der Vibrisse stark, bis auf 2/3 der Höhe der Gesichtsleisten aufsteigend, ohne Haare dazwischen. Arista auf 4/5 – 5/6 ihrer Länge verdickt, ihr 2. Glied 3–5mal so lang wie breit . . . . . ***Madremyia*** [*clausa* Vill.]
– ad-Endsporn der Vordertibia kürzer und schwächer als der dorsale Endsporn (wie in Abb. 148) . . . . . ***Phryxe***
197 Beine, Scutellum, Taster sowie 1. und 2. Fühlerglied gelb. – Apikalborsten des Scutellums fehlend oder haarförmig. Peristom fast so breit wie 1/2 des großen Augendurchmessers. Tergite einheitlich gelblichgrau bereift . . . . . ***Phryno*** [*vetula* Meig.]
– Wenigstens die Femora und Tarsen der Beine schwarz 198
198 Apikalborsten des Scutellums fehlend. – Peristom fast so breit wie 1/2 des großen Augendurchmessers oder noch etwas breiter 199
– Gekreuzte Apikalborsten vorhanden 200
199 Über der Vibrisse steigen mehrere Reihen von Börstchen weiter als bis zur Mitte der Gesichtsleisten empor (ähnlich wie in Abb. 15, aber weiter aufsteigend). Arista auf 3/5 – 3/4 ihrer Länge verdickt. 4 dc hinter der Naht. Mitteltibia mit 2–4 ad. Körperlänge 7–13 mm . . . . . ***Bothria***
– Börstchen über der Vibrisse nur in den unteren 1/5 – 2/5 der Gesichtsleisten vorhanden. Arista auf 2/5 bis etwas mehr als 1/2 ihrer Länge verdickt. 3 dc hinter der Naht. Mitteltibia mit 1 ad. Körperlänge 4–7 mm . . . . . ***Cyzenis***
200 Über der Vibrisse befinden sich Börstchen nur im unteren 1/5 – 1/3 der Gesichtsleisten (wie in Abb. 3–5) 201
– Die Börstchen über der Vibrisse reichen mindestens bis zur Mitte der Gesichtsleisten nach oben (wie in Abb. 6–9, 13) (selten nur bis 2/5) 206
201 Gleichzeitig die folgenden 2 Merkmale vorhanden: Scutellum und Taster ganz schwarz, nirgendwo rötlich durchscheinend; Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten 202
– Andere Merkmalskombinationen 203
202 4. Randabschnitt des Flügels etwas so lang wie der sechste (Abb. 121), auf fast seiner ganzen Länge mit Randdörnchen besetzt. Gesichtsleisten (von der Seite gesehen) schwach konkav (wie in Abb. 12). Innenrand der Calyptrae schwarz gesäumt. Tergite 3

und 4 in der Regel mit nur 1 Paar Diskalborsten. ♂: ve fast so lang und stark wie die oi; meist 2 oi vorhanden . . . . . ***Platymya*** [*fimbriata* Meig.]

– 4. Randabschnitt des Flügels 1,5–2mal so lang wie der sechste, nur an seiner Basis mit Dörnchen (Abb. 122). Gesichtsleisten gerade oder konvex (Abb. 16) (schwach konkav beim ♀ von *E. mitis*). Innenrand der Calyptrae höchstens schwach bräunlich. Tergite 3 und 4 fast immer mit je 2 Paar Diskalborsten. ♂: ve nicht von den Postokularzilien differenziert; in der Regel nur 1 isoliert stehende oi vorhanden . . . . . ***Eumea***

203 Tergit 5 nur 0,4 – 0,6mal so lang wie Tergit 4.–4 st. Mitteltibia mit 1–2 ad. Taster schwarz. Scutellum überwiegend gelb. Stirnborsten parallel zu den Gesichtsleisten auf den Wangen weit herabsteigend. Abdominalzeichnung beim ♂ sehr charakteristisch: Tergit 3 und ein sehr schmaler Vorderrandsaum von Tergit 4 bereift, der Rest von Tergit 4 sowie Tergit 5 glänzend schwarz. Abdomen beim ♀ mit 2 breiten Binden auf Tergit 3 und 4 sowie oft noch einer sehr schmalen Binde am Vorderrand von Tergit 5 . . . . . ***Aplomya*** [*confinis* Fall.]

– Tergit 5 etwa so lang wie Tergit 4 oder kaum kürzer 204

204 3. Fühlerglied 1,5–1,8mal so lang wie das zweite. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. ♂: Stirn 0,40 – 0,55mal so breit wie ein Auge; Tergite 4 und 5 ventral mit dichter, anliegender Behaarung auf glänzend schwarzem Untergrund. ♀: Gesicht kürzer als die Stirn.–3 st. Taster schwarz. Scutellum schwarz, nur hinten an den Seiten schwach rötlich durchscheinend . . . . . ***Alsomyia*** [*capillata* Rond.]

– 3. Fühlerglied wenigstens 2mal so lang wie das zweite. Tergit 4 meist mit unregelmäßigen Diskalborsten (manchmal auch Tergit 3). ♂: Stirn breiter; Tergite 4 und 5 ventral mit oder ohne anliegende dichte Behaarung. ♀: Gesicht wenigstens so lang wie die Stirn 205

205 4 st. 2 oi (die vordere ist länger). Taster schwarz. Scutellum in seinen hinteren 2/3 gelb. ♂: Tergite 4 und 5 ventral ohne Zonen dichterer Behaarung . . . . . ***Tlephusa*** [*cincinna* Rond.]

– 3 st. 1 oi (selten eine kürzere davor). Taster gelb. Scutellum schwarz, an der Spitze etwas rötlich durchscheinend. ♂: Tergite 4 und 5 ventral glänzend schwarz, mit dichter, ± anliegender Behaarung . . . . . ***Nilea*** [*hortulana* Meig.]

206 Hintertibia mit 3 langen dorsalen Endspornen. Flügelranddorn 4–6mal so lang wie die umgebenden Costaldörnchen. 3 dc hinter der Naht. – Stirn bei beiden Geschlechtern breiter als ein Auge. Börstchen über der Vibrisse aufgerichtet, stark. Arista auf 2/3 – 3/4 ihrer Länge verdickt, ihr 2. Glied 2mal so lang wie sein Durchmesser. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten oder nur mit einem sehr kurzen, etwas nach hinten gerückten Paar . . . . . ***Phonomyia*** [*aristata* Rond.]

– Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Flügelranddorn nicht oder wenig von den übrigen Costaldörnchen unterschieden (höchstens 2,5mal so lang). 4 dc hinter der Naht 207

207 2 oi, die vordere länger (wie in Abb. 10, 13). Arten mit gelblichgrauer bis goldgelber Bereifung. Mitteltibia mit 1–2 (selten 3) ad. Taster gelb. Abdomen mit Diskalborsten 208

– 1 oi (wie in Abb. 3, 16), zuweilen eine etwas kürzere davor (wie in Abb. 14). Dunkle Arten, Bereifung weißlichgrau oder schwach bläulich. Mitteltibia mit 2–3 ad. Taster schwarz oder gelb. Abdomen mit oder ohne Diskalborsten 209

208 Borsten über der Vibrisse stark, aufgerichtet, in der Regel weiter als bis zur Mitte der Gesichtsleisten emporgehend (wie in Abb. 6, 9). Marginalborsten des 2. Tergites haarförmig oder fehlend. ♂: Behaarung der Tergite 3 und 4 aufgerichtet, ein schmaler mediodorsaler Längsstreifen jedoch ± anliegend (etwa 2 Haarreihen breit) . . . . . ***Clemelis*** [*pullata* Meig.]

– Börstchen über der Vibrisse kurz, hängend, nur bis etwa zur Mitte der Gesichtsleisten aufsteigend (wie in Abb. 13). Tergit 2 immer mit 2 Marginalborsten. ♂: Abdominalbehaarung ohne anliegenden mediodorsalen Längsstreifen . . . . . ***Zenillia***

209 Börstchen über der Vibrisse stark, aufgerichtet, auf 2/3 – 4/5 der Gesichtleisten aufsteigend (wie in Abb. 6). Abdomen glänzend bläulich oder schwarz, mit leichter weißer Bereifung. Tergite 3 und 4 immer mit Diskalborsten. 3 st. Taster schwarz . . . . . ***Pales***

– Börstchen über der Vibrisse mehr hängend, auf 1/2 – 2/3 der Gesichtsleisten aufsteigend

(wie in Abb. 7). Tergite schwarz mit breiten Binden von Bereifung. Tergit 3 (und meist auch Tergit 4) ohne Diskalborsten. 3 oder 4 st. Taster gelb oder schwarz . . . . . *Nilea* (ohne *N. hortulana*, siehe Nummer **205**)

210 Beine gelb (nur die Tarsen dunkel). – Körperbehaarung schwarz. Tergit 4 mit einer vollständigen Reihe von Diskalborsten. Gesichtsleisten (von der Seite gesehen) stark konvex. Der Abschnitt von m zwischen m-cu und der Beugung ist länger als die Spitzenquerader. Einheitlich gelblichgrau bereifte Art. 1. und 2. Fühlerglied lebhaft gelb. Körperlänge 4–7 mm . . . . . ***Ocytata*** [*pallipes* Fall.]

(meist mit reduzierter Spitzenquerader, siehe Nummer **28**)

– Beine ganz schwarz oder wenigstens die Femora oder Tibien teilweise schwarz . . . **211**

211 Borsten über der Vibrisse stark, weiter als bis zur Mitte der Gesichtsleisten aufsteigend (wie in Abb. 6, 8, 9) **212**

– Über der Vibrisse befinden sich Börstchen nur im unteren 1/6 – 2/5 der Gesichtsleisten (wie in Abb. 12, 14); wenn die Börstchen ausnahmsweise etwas weiter aufsteigen, dann sind sie kurz und hängend (wie in Abb. 13, 15) **217**

212 Hinterkopf hinter den Postokularzilien ohne schwarze Börstchen. – Arista auf wenigstens 2/3 ihrer Länge verdickt. 3. Fühlerglied 7–8mal so lang wie das zweite **213**

– Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien mit einer oder mehreren Reihen schwarzer Börstchen **214**

213 Zwischen der Reihe der Stirnborsten/oi und den (auch beim ♂ vorhandenen) oe befindet sich eine weitere Borstenreihe (Abb. 56). Behaarung (außer am Hinterkopf) schwarz. Körperbereifung weißlichgrau. Abdomen schwarz mit weißlichgrauer Bereifung mit Schillerflecken. Tergit 2 dorsal nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Apikalborsten des Scutellums fehlend, direkt vor der Spitze des Scutellums befinden sich aber 2 starke, aufgerichtete Borsten (wie in Abb. 107) . . . . . ***Thelymorpha*** [*marmorata* F.]

– Keine zusätzliche Borstenreihe zwischen der Reihe der Stirnborsten/oi und den oe, letztere beim ♂ fehlend. Peristom, Seiten des Thorax und ventrale Basis des Abdomens gelb behaart. Körperbereifung goldgelb. Abdomen überwiegend gelb. Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Apikalborsten des Scutellums stark, gekreuzt . . . . . *Frontina* [*laeta* Meig.]

214 Arista auf 2/3 – 5/6 ihrer Länge verdickt. Taster gelb **215**

– Arista auf 1/4 – 2/5 ihrer Länge verdickt. Taster schwarz **216**

215 Wangen nach unten sehr stark verengt (an ihrer schmalsten Stelle schmaler als die Taster). Peristom schmaler als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis. Flügelranddorn etwa so lang wie r-m. Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. Scutellum auf seiner Fläche mit 2 nach hinten geneigten Borsten. 4 st. Hintertibia mit 2–3 dorsalen Endspornen (wenn 3, dann ungleich lang). Körperlänge 7–8 mm . . . . . ***Periarchiclops*** [*scutellaris* Fall.]

– Wangen nach unten nicht verengt, wenigstens 5mal so breit wie die Taster. Peristom wenigstens so breit wie die Wangen. Flügelranddorn stark, 2–3mal so lang wie r-m. Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Scutellum auf seiner Fläche mit 2 fast senkrecht aufgerichteten, starken Borsten. 3 st. Hintertibia mit 3 fast gleichlangen dorsalen Endspornen. Körperlänge 5–6,5 mm . . . . . ***Brachicheta*** [*strigata* Meig.]

216 Apikalborsten des Scutellums stark, gekreuzt, fast senkrecht aufgerichtet (wie in Abb. 110). Mitteltibia mit 3 ad. 4 Humeralborsten. Ocellarborsten fehlend oder haarförmig (♂) oder jedenfalls viel schwächer als die oi (♀). 4 dc hinter der Naht. r-m steht merklich schräg auf m (wie in Abb. 134). Tergit 3 (und oft auch Tergit 4) ohne Diskalborsten. Die Strecke von m zwischen r-m und m-cu ist etwa 2–3mal so lang wie zwischen m-cu und der Beugung (wie in Abb. 127, 133). Körperlänge 6–10 mm . . . . . ***Prosopea*** [*nigricans* Egg.]

– Apikalborsten des Scutellums sehr fein (kaum länger als die Behaarung des Scutellums) oder fehlend. Mitteltibia mit 1 ad (selten eine viel kürzere darüber). 2–3 Humeralborsten. Ocellarborsten etwa so stark wie die oi. 3–4 dc hinter der Naht. r-m steht fast senkrecht auf m. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Die Strecke von m zwischen r-m und m-cu ist etwa gleichlang wie die zwischen m-cu und der Beugung (Abb. 128). Körperlänge 3–7 mm . . . . . ***Elodia***

217 Gleichzeitig die folgenden 2 Merkmale vorhanden: 4 st; Basis von r_{4+5} mit einem einzigen, starken Börstchen (wie in Abb. 129) (Exemplare, bei denen 1 starkes Börstchen und zusätzlich ein viel schwächeres Börstchen vorhanden sind, sollten mit beiden Alternativen geprüft werden) **218**

– Andere Merkmalskombinationen **221**

218 Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Taster und Scutellum schwarz. – Gekreuzte Apikalborsten des Scutellums in einem Winkel von 60° bis fast 90° aufgerichtet (Abb. 2). Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien mit 1–3 Reihen schwarzer Börstchen. Ocellarborsten so stark wie die oi. ♂: Ventralseite von Tergit 4 fast immer mit einem Sturmia-Fleck wie in Abb. 186 (außer bei der höchst seltenen *L. lacustris*) . . . . . ***Lydella***

– Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. Taster oder Scutellum (oder beide) wenigstens an der Spitze gelb oder rötlich **219**

219 Ocellarborsten fehlend oder viel schwächer als die stärkste oi **220**

– Ocellarborsten etwa so stark wie die stärkste oi **221**

220 Peristom (von der Seite gesehen) so breit wie die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis oder breiter (wie in Abb. 14). 4 Humeralborsten. Scutellum wenigstens an seiner Spitze rötlich. Apikalborsten des Scutellums in einem Winkel von etwa 30°–60° aufgerichtet (wie in Abb. 111). Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien fast immer mit schwarzen Börstchen. Mitteltibia mit 1–3 ad. ♂: Tergit 4 (manchmal auch Tergit 5) ventral mit einem Sturmia-Fleck (wie in Abb. 186). – Körperlänge 5–12 mm . . . . . ***Drino***

– Peristom schmaler als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis (wie in Abb. 4). 2–3 Humeralborsten. Scutellum schwarz. Gekreuzte Apikalborsten des Scutellums in einem Winkel von 60° – fast 90° aufgerichtet (wie in Abb. 110). Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien ohne schwarze Börstchen. Mitteltibia mit einer einzigen, isolierten ad. ♂: Abdomen ventral ohne Sturmia-Fleck. – Körperlänge 4,5–5,5 mm . . . . . ***Thelyconychia*** [*solivaga* Rond.]

221 ad-Endsporn der Vordertibia länger und stärker als der dorsale Endsporn (Abb. 150). 3 dc hinter der Naht (bei *Pachystylum bremii* können individuell 4 dc vorhanden sein; bei dieser Art ist jedoch das 2. Aristaglied wenigstens 6mal so lang wie sein Durchmesser). – Hinterkopf gewölbt, in seiner oberen Hälfte hinter den Postokularzilien mit mindestens 3 Reihen schwarzer Börstchen. Hintertibia mit 3–4 dorsalen Endspornen . . **222**

– ad-Endsporn der Vordertibia schwächer und kürzer als der dorsale Endsporn (wie in Abb. 148). 4 dc hinter der Naht. 2. Aristaglied höchstens 2mal so lang wie sein Durchmesser **224**

222 Arista basal auf 1/3 – 2/5 ihrer Länge verdickt, ihr 2. Glied etwa so lang wie sein Durchmesser. Tibien rötlichgelb. Basis von r_{4+5} mit einem einzigen starken Börstchen (selten zusätzlich noch ein weiteres, viel kürzeres Börstchen vorhanden). Ocellarborsten viel schwächer als die Stirnborsten. Stirn beim ♂ viel schmaler als ein Auge und ohne oe, beim ♀ etwa so breit wie ein Auge und mit 2 oe. – Tergit 2 dorsal nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt . . . . . ***Pelatachina*** [*tibialis* Fall.]

– Arista auf 3/4 – 5/6 ihrer Länge verdickt, ihr 2. Glied wenigstens 4mal so lang wie sein Durchmesser. Tibien schwarz. r_{4+5} auf wenigstens 2/5 der Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen. Ocellarborsten etwa so stark wie die Stirnborsten. Stirn bei beiden Geschlechtern viel breiter als ein Auge und mit 2 oe **223**

223 Scutellum mit aufgerichteten, gekreuzten Apikalborsten. 4 Humeralborsten. Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 mit oder ohne Diskalborsten. Wangen nach unten stark verengt, an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/4 – 1/3 des 3. Fühlergliedes. 4–5 st. 2. Aristaglied etwa so lang wie der verdickte Abschnitt des 3. Gliedes . . . . . ***Pachystylum*** [*bremii* Macq.]

– Scutellum ohne Apikalborsten, nahe vor der Spitze jedoch mit 2 starken, aufgerichteten Borsten (Abb. 107). 2 starke Humeralborsten, manchmal innen noch eine feine 3. Borste. Tergit 2 dorsal nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Wangen nach unten nicht verengt, etwa so breit wie das 3. Fühlerglied. 3 st. 2. Aristaglied etwa halb so lang wie der verdickte Abschnitt des 3. Gliedes . . . . . ***Masistylum*** [*arcuatum* Mik]

224 Die Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung ist länger als die Spitzenquerader (oder wenigstens gleichlang) und 0,7–1,0mal so lang wie die Strecke zwischen r-m und m-cu (Abb. 118, 128). – Mitteltibia mit 1 starken ad, selten noch ein kürzeres Börstchen darüber. Körperlänge 3,5–8 mm 225

– Die Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung ist kürzer als die Spitzenquerader und 0,3 – 0,6mal so lang wie die Strecke zwischen r-m und m-cu (wie in Abb. 127) 228

225 Wangen sehr schmal, auf halber Höhe etwa so breit wie 1/5 – 1/3 des 3. Fühlergliedes. Peristom so breit wie 1/7 – 1/5 des großen Augendurchmessers. Taster und 2. Fühlerglied schwarz oder gelb 226

– Wangen auf halber Höhe wenigstens so breit wie 3/4 des 3. Fühlergliedes. Peristom so breit wie 1/3 – 3/5 des großen Augendurchmessers. Taster und 2. Fühlerglied gelb . 227

226 Taster und 2. Fühlerglied schwarz. Arista auf etwa 2/5 ihrer Länge verdickt. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Tergite auf 2/3 ihrer Länge bereift, mit einer dunklen Mittellängslinie. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Apikalborsten aufgerichtet. Stirn beim ♂ ohne oe . . . . . ***Bactromyia*** [*aurulenta* Meig.]

– Taster und 2. Fühlerglied gelb (beim ♀ auch das 3. Fühlerglied ganz oder überwiegend gelb). Arista auf 3/5 – 3/4 ihrer Länge verdickt. Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. Abdomen glänzend schwarz, mit schmalen weißlichen Bereifungsbinden am Vorderrand der Segmente. Tergit 3 ohne Diskalborsten. Apikalborsten variabel, oft fehlend. Stirn beim ♂ mit 2 oe . . . . . ***Eurysthaea*** [*scutellaris* R.D.]

227 Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. Alle Tergite bis zum Hinterrand gelblichgrau bereift. 2 dc vor der Naht. 3 Humeralborsten. Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien mit 2–3 Reihen schwarzer Börstchen. Stirn beim ♂ ohne oder mit einer haarförmigen oe. Körperlänge 4,5–6 mm . . . . . ***Erythrocera*** [*nigripes* R.D.]

– Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten (selten 1 oder 2 unregelmäßige Börstchen auf Tergit 4). Tergit 2 schwarz, Tergite 3–5 am Hinterrand schwarz gesäumt. 3 dc vor der Naht. 4 Humeralborsten. Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien nur mit 1 Reihe schwarzer Börstchen. Stirn beim ♂ meist mit einer starken oe. Körperlänge 5–8 mm . . . . . ***Rhacodinella*** [*apicata* Pand.]

228 Die 3 stärksten Borsten des Humeralcallus sind in der Form eines Dreiecks angeordnet (wie in Abb. 71, 77).–3 st. Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten 229

– 4 Humeralborsten, die 3 stärksten stehen in einer geraden Linie (wie in Abb. 73, 80) 230

229 Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen (wie in Abb. 156–158). Arista auf 1/3 – 2/5 ihrer Länge verdickt. Taster, Tibien sowie der überwiegende Teil des Scutellums und der Flügelwurzel gelb. Abdomen gleichmäßig gelblichgrau bereift. ♂: Epandrium sehr groß, von hinten gesehen so breit wie 2/5 – 3/5 des 5. Tergites . . . . . ***Erycilla***

– Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen (wie in Abb. 159). Arista auf 3/5 – 2/3 ihrer Länge verdickt. Taster, Tibien und Scutellum schwarz oder dunkelbraun. Flügelwurzel dunkelbraun. Abdomen glänzend schwarz, mit einer breiten weißlichen Bereifungsbinde am Vorderrand der Segmente. ♂: Epandrium von hinten gesehen so breit wie 1/4 – 1/3 des 5. Tergites . . . . . ***Allophorocera***

230 Stirn mit einer einzigen oi (wie in Abb. 3, 16), manchmal (besonders bei den ♀) mit einer kürzeren Borste davor (Abb. 14). 3. Fühlerglied 1,7–2,5mal so lang wie das zweite. ♂: Tergit 4 ventral oder an den Seiten mit einem Sturmia-Fleck (wie in Abb. 186); Hintertibia mit einem regelmäßigen ad-Kamm mit oder ohne Zwischenborste (wie in Abb. 160–162); Stirn ohne oe. – Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien ohne schwarze Börstchen oder mit bis zu höchstens 5 Börstchen auf jeder Seite. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten 231

– Stirn mit 2–3 oi, die vordere(n) länger und stärker. 3. Fühlerglied 2,8–7mal so lang wie das zweite. ♂: Tergit 4 ohne Sturmia-Fleck (Ausnahme: *Masicera pavoniae*; die ♂ dieser Art besitzen jedoch 1 oe); ad-Kamm der Hintertibia unregelmäßiger als in Abb. 160–162 233

231 Wangen nach unten stark verengt, ihre schmalste Stelle (von der Seite gesehen) so breit wie 1/5 – 1/3 des 3. Fühlergliedes (Abb. 14). Tergit 5 nur mit aufgerichteter Behaarung, ohne Diskal- oder Marginalborsten. Gekreuzte Apikalborsten des Scutellums etwa um

45° aufgerichtet (wie in Abb. 111). ♂: ad-Kamm der Hintertibia mit einer stärkeren Zwischenborste (wie in Abb. 161, 162).–4 st. Mitteltibia mit 1 (♂)–2 ad (♀). Taster gelb. Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien ganz ohne schwarze Börstchen . . . . . ***Townsendiellomyia*** [*nidicola* Tns.]

– Wangen nach unten nicht oder kaum verengt, etwa so breit wie das 3. Fühlerglied. Tergit 5 wenigstens mit Marginalborsten. Gekreuzte Apikalborsten des Scutellums höchstens im 30°-Winkel aufgerichtet. ♂: ad-Kamm der Hintertibia ohne Zwischenborste (wie in Abb. 160) **232**

232 Abstand der Subapikalen des Scutellums untereinander 1,5–2mal so groß wie der Abstand zwischen Basalen und Subapikalen. 4 st. Taster und 2. Fühlerglied schwarz. Mitteltibia mit 1–2 ad . . . . . ***Sturmia*** [*bella* Meig.]

– Abstand der Subapikalen untereinander etwa so groß wie der Abstand zwischen Basalen und Subapikalen. 3 st. Taster gelb, 2. Fühlerglied überwiegend gelb. Mitteltibia mit 2–3 ad . . . . . ***Blepharipa***

233 Peristom etwa so breit wie 1/2 des großen Augendurchmessers. Wangen so breit wie 3/5 – 3/4 des kleinen Augendurchmessers. Vibrisse kurz, höchstens so lang wie 2/5 der Gesichtshöhe (Abb. 15). – Taster, 2. Fühlerglied, Basicosta und Tibien gelb. Abdomen gleichmäßig gelblichgrau bereift. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten . . . . . ***Pexopsis*** [*aprica* Meig.]

– Peristom höchstens so breit wie 1/3 des großen Augendurchmessers. Wangen höchstens so breit wie 1/3 des kleinen Augendurchmessers. Vibrisse stark, wenigstens so lang wie 2/3 der Gesichtshöhe **234**

234 Peristom schmaler als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis (wie in Abb. 4), schmaler als das 3. Fühlerglied. Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien meist ohne schwarze Börstchen (selten mit wenigen). Taster schwarz oder dunkelbraun. 4 st . . . . . ***Thecocarcelia*** [*acutangulata* Macq.]

– Peristom breiter als die Wangen auf der Höhe der Fühlerbasis, breiter als das 3. Fühlerglied. Hinterkopf in der oberen Hälfte hinter den Postokularzilien mit ein oder mehreren Reihen schwarzer Börstchen. Taster gelb (wenigstens an der Spitze). 3 oder 4 st **235**

235 Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. 3 st. Basicosta gelb **236**

– Tergit 3 (und meist auch Tergit 4) ohne Diskalborsten. 3 oder 4 st. Basicosta schwarz oder ± umfangreich gelb **237**

236 Mitteltibia mit 1 ad (selten noch eine sehr kurze darüber). Arista nur in ihrem basalen 1/4 verdickt. Stirn beim ♀ etwa so breit wie ein Auge, beim ♂ schmaler. Tibien schwarz . . . . . ***Xylotachina*** [*diluta* Meig.]

– Mitteltibia mit 3–4 ad. Arista auf 2/3 – 3/4 ihrer Länge verdickt. Stirn 1,5–2mal so breit wie ein Auge. Tibien gelb . . . . . ***Ceromasia*** [*rubrifrons* Macq.]

237 Arista auf 1/3 – 1/2 ihrer Länge verdickt. Abstand der Postocellarborsten untereinander höchstens so groß wie der Abstand zwischen den beiden hinteren Ocellen. Basicosta schwarz oder ± umfangreich gelb. Stirn beim ♂ ohne oe. ♀: Tergit 5 oft länger als Tergit 4. – Meist gelblichgrau bereifte Arten . . . . . ***Erycia***

– Arista auf 3/5 – 4/5 ihrer Länge verdickt. Abstand der Postocellarborsten untereinander größer als der Abstand zwischen den beiden hinteren Ocellen. Basicosta schwarz. Stirn beim ♂ mit 1 oder 2 oe. ♀: Tergit 5 höchstens so lang wie Tergit 4. – Dunkle Arten, Bereifung grau . . . . . ***Masicera***

(Wenn man bei Nummer **237** noch zu keinem Ergebnis gelangt ist, dann sollte man Nummer **218** prüfen, denn manche Individuen der *Lydella*-Arten haben nur 3 st.)

238 Rüssel dünn, viel länger als der Kopf (Abb. 28). Arista lang gefiedert (Abb. 28). Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 168) . . . . . ***Prosena*** [*siberita* F.]

(Exemplare, bei denen individuell nur 1 ia vorhanden ist)

– Rüssel dicker, höchstens so lang wie der Kopf. Arista nackt oder nur sehr fein behaart. Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 169–173) **239**

239 Gleichzeitig: Augen behaart; Wangen bis zum unteren Augenrand behaart oder beborstet; Peristom in seiner vorderen Hälfte nicht sklerotisiert (wie in Abb. 8); Prosternum nackt. – Körperlänge 7–8 mm . . . . . ***Angiorhina***

– Andere Merkmalskombinationen **240**

240 Kleine Arten (2,5–6 mm) mit folgenden Merkmalen: Körperfärbung glänzend schwarz. Abdomen mit Diskalborsten. Hinterkopf bis unten ganz schwarz behaart. Wangen zumindest in ihrer unteren Hälfte nackt. Stirn bei den ♂ schmal und ohne oe, bei den ♀ breit und mit 2 oe. Augen bei einigen Arten (von *Dufouria*) behaart. R_5 offen oder am Flügelrand geschlossen 241
– Andere Merkmalskombinationen. Augen immer nackt 242
241 1 ia hinter der Naht. Tergit 3 ohne Diskalborsten. Subapikalen des Scutellums fehlend oder haarförmig (Abb. 106). Pteropleuralborste wenigstens 1,5mal so lang wie die umgebenden Haare. Taster gelb bis schwarz. Körperlänge 2,5–4 mm . ***Anthomyiopsis***
– 2 ia hinter der Naht. Tergit 3 mit Diskalborsten. Subapikalborsten wenigstens so stark wie die Apikalborsten. Pteropleuralborste fehlend oder haarförmig. Taster schwarz. Körperlänge 4–6 mm . . . . . ***Dufouria***
242 Spitzenquerader reduziert (Abb. 141). – Abdomen teilweise rot. Körperlänge 3–4 mm . . . . . ***Besseria*** [*anthophila* Loew]
– Spitzenquerader vorhanden (Abb. 136–138) 243
243 Flügelzelle R_5 gestielt (Abb. 125, 126, 136, 139) 244
– R_5 offen oder höchstens am Flügelrand geschlossen (Abb. 137, 138) 255
244 Kleine (3–4 mm) schwarze Art mit grauer Bereifung. Mundrand spitz vorgezogen; die sehr schlanken Labellen des Rüssels nach hinten geknickt (Abb. 30). Prosternum behaart . . . . . ***Ancistrophora*** [*mikii* Schin.]
– Andere Merkmale. Prosternum immer nackt 245
245 Gleichzeitig die folgenden 2 Merkmale: Wangen mit abwärts gebogenen Borsten (wie in Abb. 25) und r_{4+5} von seiner Basis fast bis r-m mit Börstchen.–1. Aristaglied 3–4mal, 2. Aristaglied 4–5mal so lang wie sein Durchmesser. Mundrand stark vorgezogen. Tergit 2 mit einer Reihe von Marginalborsten. Körperlänge 6–7 mm . . . . . ***Petinarctia*** [*stylata* B.B.]
– Andere Merkmalskombinationen 246
246 Stiel von R_5 länger als die Spitzenquerader (Abb. 139). Calyptrae schmal, abgespreizt (Abb. 113). Abdomen glänzend, ohne Bereifung. ♀: Postabdomen mit Legestachel, davor ein auffallendes Dörnchenfeld (Abb. 185). – Meist ganz schwarze Arten von 2–4 mm Körperlänge . . . . . ***Catharosia***
– Andere Merkmalskombinationen 247
247 Langgestreckte, hymenopterenähnliche Formen. Abdomen 2,5–4mal so lang wie breit (Abb. 219), ± ausgedehnt rot gefärbt. Metathorax hinten durch eine sklerotisierte Brücke geschlossen (wie in Abb. 166). Taster reduziert. Die vordere der 2 ia direkt hinter der Naht ist länger als die hintere (Abb. 89), die manchmal ganz fehlt . . . . . ***Cylindromyia***
[Kommt man hier zu einer Art mit 2 breiten schwarzen Längsstreifen auf dem Thorax (Abb. 62), kurz behaarter Arista, einem lateralkomprimierten Abdomen und einem langen Aderanhang an der Beugung von m (Abb. 133), dann handelt es sich um *Mintho rufiventris*, bei der manchmal nur 1 ia vorhanden ist; die Taster sind bei dieser Art vorhanden und der Metathorax ist membranös.]
– Arten von gedrungenem Körperbau. Abdomen 1–2mal so lang wie breit (wenn geringfügig länger, dann Abdomen schwarz). Metathorax hinten membranös (wie in Abb. 165). Taster vorhanden. Die 2 ia gleichlang (Abb. 88) oder die hintere länger (Abb. 87) oder beide reduziert 248
248 1–3 Paar acr vor der Naht (wenn acr ausnahmsweise haarförmig, dann ist die Behaarung des Abdomens aufgerichtet oder es sind kräftige Marginal- und Diskalborsten vorhanden) 249
– acr vor der Naht fehlend (wenn schwach angedeutet, dann ist die Behaarung des Abdomens anliegend und es sind höchstens sehr feine Marginalborsten vorhanden) . . . 251
249 Ocellarborsten reklinat (nicht ganz so stark nach hinten gebogen wie in Abb. 11, 55). Tergite 4 und 5 ohne Diskalborsten (bei den ♂ aber oft mit aufgerichteter Behaarung). Calyptrae groß (Abb. 114), eine Calyptra breiter als 2/3 des Abdomens. Postabdomen der ♀ mit einer Zange (Abb. 173, 179–182, 210, 211). – Stiel von R_5 deutlich länger als r-m. Kleine schwarze Arten (3,5–6,5 mm) mit geringer Bereifung . . . . . ***Leucostoma***
– Ocellarborsten proklinat. Tergite 4 und 5 mit Diskalborsten. Calyptra höchstens halb so breit wie das Abdomen. ♀ ohne Zange 250

250 Stirn bei ♂ und ♀ etwa gleichbreit (0,2 – 0,4mal so breit wie ein Auge); Stirnstreifen 2mal so breit wie ein Parafrontale. Körperlänge 5–7 mm . . . . . ***Strongygaster***

– Stirn bei den ♂ sehr schmal (höchstens 0,15mal so breit wie ein Auge); Stirnstreifen an seiner schmalsten Stelle linienförmig, erheblich schmaler als ein Parafrontale. Stirn der ♀ breiter als ein Auge. Körperlänge 2,5–5 mm **55**

251 Stirn sehr schmal, höchstens 0,25mal so breit wie ein Auge. Abdomen bei den meisten Arten (besonders bei den ♂) stark abgeflacht (wie in Abb. 171) **252**

– Stirn mindestens 0,5mal so breit wie ein Auge. Abdomen gewölbt **253**

252 Stiel von R_5 kurz, in charakteristischer Weise nach oben gebogen (Abb. 136). ♀: Sternit 7 unauffällig, klein . . . . . ***Elomya***

– Stiel von R_5 in der Verlängerung von r_{4+5} (wie in Abb. 126, 139), mindestens so lang wie 0,2 der Spitzenquerader (meist bedeutend länger). Sternit 7 der ♀ groß, hornartig, stark chitinisiert (Abb. 212–216) . . . . . ***Phasia***

253 Scutellum mit wenigstens 3 Paar Borsten (wie in Abb. 102, 114). vi vorhanden. Abdomen deutlich länger als breit, ± ausgedehnt rot oder gelb. Tergite meist durch eine Naht getrennt. Postabdomen stark entwickelt, unter dem Abdominalende nach vorn eingeschlagen (wie in Abb. 219–221) . ***Besseria*** (ohne *anthophila*, siehe Nummer **242**)

– Scutellum mit 2 Paar Borsten (Abb. 101). vi fehlend. Abdomen fast halbkugelförmig, etwa so lang wie breit, gelb oder rot mit schwarzen Punkten (Abb. 172) oder ± zusammenhängenden Trapezflecken, selten ganz schwarz. Tergite miteinander verwachsen. Postabdomen nicht auffallend entwickelt **254**

254 Fühler etwa so lang wie das Gesicht. 3. Fühlerglied wenigstens 2mal so lang wie breit . . . . . ***Gymnosoma***

– Fühler halb so lang wie das Gesicht. 3. Fühlerglied etwa so lang wie breit. – Körperlänge 3–4,5 mm . . . . . ***Cistogaster*** [*globosa* F.]

255 Wangen behaart oder beborstet **256**

– Wangen nackt **258**

256 m bildet einen sehr flachen Bogen (ähnlich wie in Abb. 140, jedoch mündet m zusammen mit r_{4+5} in die Spitze des Flügels). Abdomen ohne Borsten (Abb. 218). ♀: Tergit 5 extrem verlängert, unter dem Abdomen nach vorn gerichtet (Abb. 218). – Ganz schwarze Art. Körperlänge 3–4 mm . . . . . ***Freraea*** [*gagatea* R.D.]

– m mit Spitzenquerader. Abdomen mit starken Marginalborsten. Tergit 5 der ♀ nicht so gebildet **257**

257 Wangen mit starken, nach unten gebogenen Borsten. r_{4+5} bis weit über r-m hinaus mit Börstchen. Flügelranddorn stark. Ocellarborsten aufgerichtet und nach vorn gebogen. Postabdomen beim ♀ ohne Besonderheiten . . . . . ***Peteina*** [*erinaceus* F.]

– Wangen nur mit Behaarung. r_{4+5} höchstens mit 1–2 Börstchen an der Basis. Flügelranddorn rudimentär. Ocellarborsten aufgerichtet und etwas nach hinten gebogen. Postabdomen beim ♀ mit einer Zange (wie in Abb. 182) . . ***Eulabidogaster*** [*setifacies* Rond.]

258 Abdomen langgestreckt (wie in Abb. 219), wenigstens 3mal so lang wie breit, schwarz mit 2 Binden von weißgrauer Bereifung. Flügel im apikalen Drittel mit einer unscharfen dunklen Querbinde. 3. Fühlerglied apikal auffällig verbreitert (Abb. 43) . . . . . ***Lophosia*** [*fasciata* Meig.]

– Andere Merkmale **259**

259 Postabdomen von ♂ und ♀ stark entwickelt, schwarz, unter dem Abdominalende nach vorn eingeschlagen (wie in Abb. 219–221). Metathorax hinten oft durch eine sklerotisierte Brücke geschlossen (Abb. 166) **260**

– Postabdomen nicht so gebildet. Metathorax hinten immer membranös (wie in Abb. 165) **261**

260 Abdomen schwarz, meist glänzend (nur bei einer sehr seltenen Art bereift). Körperlänge 3–7 mm . . . . . ***Phania***

– Abdomen teilweise oder fast ganz rotgelb. Körperlänge 7–10 mm . . . . . ***Hemyda***

(*Phania* und *Hemyda* besitzen 1 Paar acr vor dem Scutellum; kommt man hier zu einer Art ohne acr mit überwiegend rotem Abdomen, so handelt es sich um *Besseria lateritia*.)

261 Der Abschnitt von m zwischen r-m und m-cu ist kürzer (wie in Abb. 131) oder höchstens so lang wie der zwischen m-cu und der Beugung. Diskalborsten von Tergit 5 so lang und stark wie die Marginalborsten. Kleine (Körperlänge 3–4,5 mm), grau bereifte

Art mit schwarzen Punkten und Flecken am Hinterrand der Tergite 3 und 4 . . . . . *Rondania* [*cucullata* R.D.]

– Der Abschnitt von m zwischen r-m und m-cu ist deutlich länger als der zwischen m-cu und der Beugung. Tergit 5 ohne Diskalborsten, höchstens mit aufgerichteter Behaarung. Abdominalzeichnung anders 262

262 Scutellum mit 3 Paar Borsten (wie in Abb. 114). Ocellarborsten aufgerichtet und etwas nach hinten gebogen. 2 ia hinter der Naht (Abb. 88). ad-Endsporn der Vordertibia mindestens so lang wie der dorsale Endsporn oder länger. Postabdomen der ♀ (außer bei *Brullaea*) mit einer Zange (Abb. 174–178) 263

– Scutellum mit 2 Paar Borsten (wie in Abb. 101), nur bei *Opesia* mit 3 Paar. Ocellarborsten nach vorn gebogen. 0 oder 1 ia (Abb. 87) hinter der Naht. ad-Endsporn der Vordertibia fehlend oder bedeutend kürzer als der dorsale Endsporn. Postabdomen der ♀ ohne Zange 266

263 Abdomen teilweise rot, wenigstens an den Seiten der Basis 264

– Abdomen schwarz mit grauer Bereifung 265

264 ♂: Stirn 0,7 – 0,9mal so breit wie eines Auge; ve 2mal so lang wie die starken und geraden Postokularzilien; 3. Fühlerglied 2,5mal so lang wie das zweite; Thorax vor der Naht mit 2 breiten schwarzen Längsstreifen (wie in Abb. 62); Tergit 4 mit einem schmalen Bereifungsband an seinem Vorderrand. ♀: Postabdomen ohne Zange . . . . . *Brullaea* [*ocypteroidea* R.D.]

– ♂: Stirn an ihrer schmalsten Stelle 0,3mal so breit wie ein Auge; ve nicht von den feinen, nach vorn gebogenen Postokularzilien unterschieden; 3. Fühlerglied 1,5mal so lang wie das zweite; Thorax vor der Naht ohne ausgeprägte Längsstreifen; Abdomen unbereift. ♀: Postabdomen mit einer Zange (wie in Abb. 174, Zangenarme auf ihrer Innenseite aber mit zahlreichen, gerade abstehenden Borstenhaaren) . *Clairvillia* [*biguttata* Meig.]

265 1 Paar starke acr vor der Naht vorhanden. Parafrontalia außerhalb der Stirnborstenreihe behaart. ♀: Zange zusätzlich zum Apikalzahn am Innenrand mit einer Reihe stumpfer Zähnchen (Abb. 177, 178). ♂: Epandrium von normaler Gestalt . . . . . *Dionaea*

– Keine acr vor der Naht. Parafrontalia außerhalb der Stirnborsten nackt. ♀: Zange nur mit Apikalzahn (Abb. 174–176). ♂: Epandrium vergrößert und abgeplattet . . . . . *Labigastera*

266 Deutliche Marginalborsten des Abdomens vorhanden, wenigstens auf den letzten 2 Tergiten. Flügel nicht gefleckt 267

– Abdomen praktisch ohne Borsten (Abb. 171). Flügel ± umfangreich dunkel gefleckt (Abb. 137), wenigstens (bei kleinen ♀) ein diffuser Fleck in der basalen Hälfte vorhanden (Abb. 138). – Abdomen bei den ♂ stark abgeflacht (Abb. 171, 183) . . . . . *Ectophasia*

267 Beine und Fühler überwiegend gelb. Abdomen gelb, mit oder ohne kleine schwarze Punkte am Hinterrand der Tergite . . . . . *Subclytia* [*rotundiventris* Fall.]

– Beine und Fühler schwarz oder höchstens dunkelbraun 268

268 Stirn linienförmig schmal (Abb. 58). Abdomen schwarz, dicht grau bereift (selten an den Seiten der Basis etwas rötlich aufgehellt) . . . . . *Opesia*

– Stirn mindestens 0,7mal so breit wie ein Auge. Abdomen bei den ♂ immer ± ausgedehnt gelb gefärbt, bei den ♀ mit gelben Seitenflecken oder schwarz mit grauer Bereifung 269

269 3 st (die untere aber manchmal kaum von der Behaarung unterschieden). ♂: Behaarung der Tergite auf ihrer Mitte – wie an den Seiten – anliegend; sind einige Haare aufgerichtet, dann bleiben diese erheblich kürzer als 0,5 der Marginalborsten; Tergit 6 auf seiner dorsalen Fläche nackt oder behaart. ♀: Parafrontalia außerhalb der Stirnborsten behaart . . . . . *Eliozeta*

– 2 st. ♂: Behaarung auf der Mitte der Tergite aufgerichtet, die längsten Haare wenigstens so lang wie 0,5 der Marginalborsten; Tergit 6 auf seiner dorsalen Fläche stets behaart. ♀: Parafrontalia außerhalb der Stirnborsten nackt . . . . . *Clytiomya* [*continua* Panz.].

4. Schlüssel für die Arten

4.1. Subfamilie Exoristinae

Exorista

1 3 dc hinter der Naht. Syncercus beim ♂ dorsal ausgehöhlt, in seiner Höhlung mit gelben Haaren (Abb. 281, 282). Augen nackt 2

– 4 dc hinter der Naht (Abb. 82). Syncercus anders; wenn wie oben gebildet, dann sind die Augen dicht behaart 6

2 2 oe . . . . . ♀ der *Exorista-rustica*-Gruppe

(Die ♀ der 4 Arten *rustica*, *mimula*, *cuneata* und *tubulosa* sind zum gegenwärtigen Zeitpunkt nicht sicher trennbar; bei Exemplaren mit starken Diskalborsten dürfte es sich aber meist um die häufige *rustica* handeln.)

– Keine oe (♂ der *Exorista rustica*-Gruppe) 3

3 Loben von Sternit 5 innen eingebuchtet (Abb. 232). Stirn 0,97–1,12mal so breit wie ein Auge. – Tergit 3 fast immer ohne Diskalborsten . . . . . ***mimula*** Meig.

– Loben von Sternit 5 nicht eingebuchtet (Abb. 231). Stirn 0,69 – 0,94mal so breit wie ein Auge 4

4 Endabschnitt des Aedeagus lang, schlauchförmig (Abb. 237), an seiner Spitze kaum ausgebreitet; der mediane Streifen ist nur wenig sklerotisiert (Abb. 237a). Tergite 3 und 4 meist ohne Diskalborsten. – Dorsale Höhlung des Syncercus langgestreckt dreieckig (wie in Abb. 282) . . . . . ***tubulosa*** Hert.

– Endabschnitt des Aedeagus kürzer (Abb. 236), an seiner Spitze ± ausgebreitet; der mediane Streifen ist kräftig sklerotisiert und keilförmig zugespitzt (Abb. 236a). Tergite 3 und 4 fast immer mit starken Diskalborsten 5

5 Dorsale Höhlung des Syncercus oval (Abb. 281). Der (abgewinkelte) Endabschnitt des Aedeagus ist etwa so lang wie die Höhlung des Syncercus. Innere Fläche der Loben von Sternit 5 bis an den Rand mit gelblicher Pubescens bedeckt (Abb. 231). Stirn 0,71 – 0,83mal so breit wie ein Auge . . . . . ***rustica*** Fall.

– Dorsale Höhlung des Syncercus langgestreckt dreieckig (Abb. 282). Endabschnitt des Aedeagus nur etwa so lang wie 0,7 – 0,8 der Höhlung. Der Rand sowie der überwiegende Teil der inneren Fläche der Loben von Sternit 5 ist nackt. Stirn 0,69 – 0,73mal so breit wie ein Auge (nur 3 Exemplare gemessen) . . . . . ***cuneata*** Hert.

6 Abdomen mit einem schwarzen Mittellängsstreifen, der wenigstens bei bestimmten Lichteinfall sichtbar wird 7

– Bereifung der Tergite in der Mitte etwas nach hinten verlängert, so daß der Eindruck einer weißen Mittellängslinie vorherrscht 13

7 Ocellarborsten auf der Höhe des vorderen Ocellus oder noch etwas davor stehend (wie in Abb. 54). Augen dicht und lang behaart. Tergite ventral auf 2/3 – 5/6 ihrer Länge bereift. ♂: Syncercus ausgehöhlt, in seiner Höhlung mit langer gelber Behaarung (wie in Abb. 281, 282). – ♀: Tergit 5 mit starken Diskal- und Marginalborsten 8

– Ocellarborsten hinter der Höhe des vorderen Ocellus (wie in Abb. 55, 56). Augen nackt oder behaart. Tergite ventral auf höchstens 1/2 ihrer Länge bereift (nur bei der für Mitteleuropa noch nicht nachgewiesenen *segregata* weiter). ♂: Syncercus anders 9

8 Die Bereifung des Abdomens läßt bei unterschiedlichem Lichteinfall schwarze Schillerflecken erkennen. ♂: 3. Fühlerglied 2,2–2,6mal so lang wie das zweite; vi 0,5 – 0,6mal so lang wie der große Augendurchmesser; 3. Flügelrandabschnitt 1,9–2,1mal so lang wie der zweite . . . . . ***grandis*** Zett.

– Die Abdominalbereifung zeigt bei unterschiedlichem Lichteinfall praktisch keine Schillerflecken. ♂: 3. Fühlerglied 2,7–3,3mal so lang wie das zweite; vi 0,4 – 0,5mal so lang wie der große Augendurchmesser; 3. Flügelrandabschnitt 1,9–2,3mal so lang wie der zweite . . . . . ***sorbillans*** Wied.

(Die Trennung von *grandis* und *sorbillans* bereitet noch Schwierigkeiten. Die mittel- und nordeuropäischen Formen dürften wohl fast ausschließlich zu *grandis* gehören.)

9 Augen dicht und lang behaart 10

– Augen nackt oder praktisch nackt 11

10 Börstchen über der Vibrisse bis zur Höhe der untersten Stirnborste oder weiter aufsteigend. Tergite ventral weiter als bis zur Hälfte bereift. ♂: Surstyli höchstens halb so lang wie der Syncercus. ♀: 2. Fühlerglied schwarz oder dunkelbraun; Tergit 5 auf 2/3 – 4/5 seiner Länge bereift . . . . . ***segregata*** Rond.

– Börstchen über der Vibrisse nicht bis zur Höhe der untersten Stirnborste aufsteigend. Tergite ventral höchstens bis zur Hälfte bereift. ♂: Surstyli fast so lang wie der Syncercus. ♀: 2. Fühlerglied in der Regel gelb; Tergit 5 glänzend schwarz, nur in seinem basalen 1/3 – 1/2 bereift . . . . . ***nova*** Rond.

11 Tergit 5 mit starken Diskal- und Marginalborsten; die Diskalborsten sind etwa so lang wie 2/3 der Marginalborsten von Tergit 4. Scutellum ganz schwarz . . . . . ***glossatorum*** Rond.

– Tergit 5 ohne oder nur mit wesentlich schwächeren und kürzeren Diskalborsten (etwa 1/3 der Länge der Marginalborsten von Tergit 4); bei den ♀ sind die Marginalborsten von Tergit 5 kürzer als die Diskalborsten oder fehlen praktisch ganz. Scutellum fast immer wenigstens zum Teil rötlich 12

12 Die Bereifung von Tergit 3 bedeckt an den Seiten (oberhalb der ventralen Verschmälerung) 3/4 – 5/6 der Segmentlänge. Bereifung der Parafrontalia in der Regel gelblich bis goldgelb. Die Borsten über der Vibrisse gehen in der Regel nicht bis zur unteren Stirnborste empor. ♂: Ventrale Behaarung von Tergit 4 etwas dichter und kürzer als die von Tergit 3 . . . . . ***larvarum*** L.

– Die Bereifung von Tergit 3 bedeckt an den Seiten nur etwa 1/2 der Segmentlänge. Bereifung der Parafrontalia grauweiß. Die Borsten über der Vibrisse reichen bis zur unteren Stirnborste oder noch etwas weiter nach oben. ♂: Ventrale Behaarung der Tergite 3 und 4 voneinander nicht verschieden . . . . . ***fasciata*** Fall.

13 Augen behaart. Behaarung des Peristoms und der Parafrontalia schwarz. Sensillen des 2. Fühlergliedes etwa auf halber Höhe in einer unregelmäßigen Linie angeordnet (Abb. 51). Stirnborsten weiter herabgehend als bis zur halben Höhe der Wangen. Mitteltibia mit 2 ad. ♂: Abgewinkelter Endabschnitt des Aedeagus etwa so lang wie bei *rustica* (Abb. 236) . . . . . ***deligata*** Pand.

– Augen nackt. Behaarung des Peristoms und des vorderen Bereiches der Parafrontalia überwiegend weißlich. Sensillen des 2. Fühlergliedes in seiner oberen Hälfte auf einer länglichen Warze zusammengedrängt (Abb. 50). Die Stirnborsten gehen höchstens bis zur halben Höhe der Wangen herab. Mitteltibia mit 3 ad. ♂: Abgewinkelter Endabschnitt des Aedeagus viel länger, am Ende gebogen (nur bei *civilis* bekannt) 14

14 Beine schwarz. Wangen nackt . . . . . ***civilis*** Rond.

– Beine gelb. Wangen in ihrer oberen Hälfte mit spärlicher, feiner weißlicher Behaarung (nur ♀ bekannt) . . . . . ***florentina*** Hert.

Chetogena

1 Mitteltibia mit 2 ad. Die Strecke von m zwischen r-m und mcu ist 0,7–1,7mal so lang wie die zwischen m-cu und der Beugung (meist kaum länger als 1mal) 2

– Mitteltibia mit 3–5 ad. Die Strecke von m zwischen r-m und m-cu ist 1,5–2,9mal so lang wie die zwischen m-cu und der Beugung 3

2 Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. ♂: Syncercus etwas ausgehöhlt und mit dichter, heller Behaarung (ähnlich wie bei *Exorista rustica*, Abb. 281) . . . . . ***acuminata*** Rond.

– Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten. ♂: Syncercus nicht so behaart . . . ***filipalpis*** Rond.

3 R_5 offen oder am Flügelrand geschlossen, sehr selten mit einem Stiel, der jedoch viel kürzer ist als r-m. Stirnstreifen auf der Mitte der Stirn so breit wie ein Parafrontale oder etwas schmaler. Die weiße Bereifung der Tergite ist veränderlich, sie reicht bei bestimmtem Lichteinfall fast bis an den Hinterrand der Segmente (besonders längs der Mittellinie des Abdomens). Flügelranddorn 1–1,5mal so lang wie r-m. ♂: Syncercus basal mit langen, behaarten Fortsätzen. – Körperlänge 6–12 mm . . . . ***obliquata*** Fall.

– R_5 in der Regel mit einem Stiel so lang wie r-m; selten ist der Stiel kürzer oder R_5 nur am Rand geschlossen. Stirnstreifen auf der Mitte der Stirn 1–2mal so breit wie ein Parafrontale. Das schmale weiße Bereifungsband im vorderen 1/4 – 1/3 der Tergite ist scharf

begrenzt und bei unterschiedlichem Lichteinfall kaum veränderlich. Flügelranddorn 2–3,5mal so lang wie r-m. ♂: Syncercus ohne Fortsätze. – Körperlänge 6–9 mm . . . . . ***fasciata*** Egg.

Phorocera

1 4. Randabschnitt des Flügels auf wenigstens 2/3 seiner Länge mit Dörnchen (Abb. 127). ♂: Epandrium (dorsal) etwa so lang wie 1/2 von Tergit 5 (dorsal); Ventraler Bereich der Sternopleure und Mittelhüften mit starken, gebogenen Haaren ohne Kräuselung. ♀: V-förmiges Sklerit (Sternit 6) vorn (von der Seite gesehen) spitzwinklig (Abb. 225); Vordertarsus so lang wie 2/3 der Vordertibia; Wangen an ihrer schmalsten Stelle meist etwas breiter als das 3. Fühlerglied. – Körperlänge 10–14 mm . . . . . ***grandis*** Rond.

– 4. Randabschnitt des Flügels nur auf 1/6 – 1/2 seiner Länge mit Börstchen. ♂: Epandrium mindestens so lang wie 2/3 von Tergit 5; Ventraler Bereich der Sternopleure und Mittelhüften mit feinen, an ihrer Spitze gekräuselten Haaren. ♀: V-förmiges Sklerit vorn recht- oder stumpfwinklig (Abb. 226); Vordertarsus so lang oder fast so lang wie die Vordertibia; Wangen an ihrer schmalsten Stelle etwas schmaler als das 3. Fühlerglied 2

2 Tergit 2 dorsal nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 167). Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht so breit wie der trennende Zwischenraum. ♂: Syncercus ventral spärlich und mehr anliegend behaart; Hinterrand von Sternit 4 gerade. – Körperlänge 4–11 mm . . . . . ***obscura*** Fall.

– Tergit 2 dorsal bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 168). Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax schmaler als der trennende Zwischenraum. ♂: Syncercus ventral dicht und abstehend behaart; Hinterrand von Sternit 4 in der Mitte mit einem stumpfen Zahn. – Körperlänge 7–14 mm . . . . . ***assimilis*** Fall.

Bessa

1 Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten . . . . . ***selecta*** Meig.

– Tergit 3 ohne, Tergit 4 fast immer ohne Diskalborsten . . . . . ***parallela*** Meig.

Belida

1 Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Propleure nackt. ♂: Stirn 0,71 – 0,90mal so breit ein Auge . . . . . ***angelicae*** Meig.

– Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. Propleure fein behaart. ♂: Stirn etwa so breit wie ein Auge . . . . . ***latifrons*** Jacentk.

Meigenia

1 Augen dicht behaart, die einzelnen Härchen wenigstens so lang wie 4 Augenfacetten . . . . . ***majuscula*** Rond.

– Augen fast nackt oder nur sehr zerstreut und kurz behaart 2

2 Abdomen gleichmäßig dicht bereift, ohne Schillerflecken. Äußere (kleine) Posthumeralborste fehlend. Tergit 4 meist mit einem vollständigen Kranz Diskalborsten. 3. Fühlerglied 2,7–3,5mal so lang wie das zweite beim ♂, 2,5–3mal beim ♀. ♂: Stirn etwa so breit wie ein Auge . . . . . ***incana*** Meig.

– Abdomen mit ± großen schwarzen Flecken oder wenigstens mit schwachen Reflexen bei unterschiedlichem Lichteinfall. Äußere Posthumeralborste vorhanden (Abb. 92). Tergit 4 in der Regel nur mit einem Paar Diskalborsten. 3. Fühlerglied 1,9–2,5mal so lang wie das zweite beim ♂, 1,8–2,3mal beim ♀. ♂: Stirn 0,35 – 0,60mal so breit wie ein Auge 3

3 Keine oe (♂) 4

– 2 oe . . . . . ♀ von ***dorsalis***, ***mutabilis*** oder ***uncinata***.

[Die ♀ dieser Arten sind zum gegenwärtigen Zeitpunkt nicht trennbar; Gebirgsformen mit sehr breiten Wangen (siehe unten) dürften zu *grandigena* gehören.]

4 Cerci an ihrer Spitze etwas nach hinten gebogen, die kurz behaarten Surstyli an ihrer Spitze etwas nach vorn gebogen (Abb. 248). Körperlänge 3–7,5 mm . . ***mutabilis*** Fall.
– Cerci und Surstyli anders (Abb. 249, 250). Körperlänge 4,5–10 mm 5
5 Cerci an ihrer Spitze etwas nach vorn gebogen (selten gerade), Surstyli schmal, stark nach vorn und außen gebogen; Cerci und Surstyli kurz behaart (Abb. 250). Körperlänge bis 7,5 mm . . . . . ***uncinata*** Mesn.
– Cerci und Surstyli massiv, gerade, lang behaart (Abb. 249). Körperlänge bis 10 mm . . 6
6 Gesicht (Strecke zwischen der Basis der Vibrisse und der Ecke hinter dem 1. Fühlerglied) 3,3–5,1mal so hoch wie die Breite der Wangen an ihrer schmalsten Stelle . . . . . ***dorsalis*** Meig.
– Gesicht 2,6–3,2mal so hoch wie die Breite der Wangen an ihrer schmalsten Stelle. – Gebirgsart . . . . . ***grandigena*** Pand.

Medina

1 Vordertibia mit 1 hinteren Borste. Die Bereifung des Thorax bildet vor der Quernaht einen durchgehenden, nach hinten scharf abgegrenzten Streifen. Lateralborsten des Scutellums so lang und stark wie die Basalborsten. 2 st. Halterenkopf gelb. ♂: Sternit 5 ohne Haarbüschel. – Körperlänge 4–9 mm . . . . . ***collaris*** Fall.
– Vordertibia mit 2 hinteren Borsten. Die Bereifungsbinde vor der Quernaht ist in der Mitte unterbrochen. Lateralborsten oft etwas kürzer und schwächer als die Basalborsten. 2 oder 3 st. Halterenkopf schwärzlich. ♂: Loben von Sternit 5 mit einem Haarbüschel (Abb. 205–208). – Körperlänge 3–5,5 mm 2
2 2 oe (♀) 3
– Keine oe (♂) 6
3 Tergite 3 und 4 auf ihrer Ventralseite mit Feldern dichtstehender Dörnchen (Abb. 184). Unterrand von Tergit 7 fast gerade (Abb. 198) . . . . . ***multispina*** Hert.
– Tergite 3 und 4 ventral ohne Dörnchenfelder (höchstens mit 1–2 Dörnchenreihen direkt am Rand der Tergite). Tergit 7 anders gebildet (Abb. 197, 199, 200) 4
4 Tergit 7 unten nur sehr schwach eingekerbt, sein sichtbarer Umriß (ebenso wie das darunterliegende Sternit) ist annähernd halbkreisförmig, der Unterrand aber mehr gerade (Abb. 197) . . . . . ***luctuosa*** Meig.
– Tergit 7 mit einer starken Einkerbung, in der eine Membran ganz oder nur zum Teil sichtbar sein kann (Abb. 199, 200) 5
5 Tergit 7 (von der Seite gesehen) stark winklig gebogen (Abb. 199a); das darunterliegende Sternit ist dreieckig zugespitzt mit einem Winkel von etwa 90° (Abb. 199) . . . . . ***melania*** Meig.
– Tergit 7 fast eben, in seiner oberen Hälfte etwas konvex (Abb. 200a); das darunterliegende Sternit ist abgerundet (Abb. 200) . . . . . ***separata*** Meig.
6 Haarbüschel von Sternit 5 kammartig, von der Seite gesehen fast senkrecht und gerade abstehend (Abb. 205); von hinten gesehen sind die Büschel breit getrennt . . . . . ***luctuosa*** Meig.
– Die Borstenhaare von Sternit 5 bilden (von der Seite gesehen) ein spitz zulaufendes, etwas nach vorn gebogenes Büschel (Abb. 206–208); von hinten gesehen berühren sich die Büschel wenigstens an ihrer Spitze 7
7 Haarbüschel von Sternit 5 (von der Seite gesehen) etwa halb so lang wie Tergit 5 dorsal (Abb. 206) . . . . . ***melania*** Meig.
– Haarbüschel etwa so lang wie 1/3 von Tergit 5 dorsal (Abb. 207, 208) 8
8 Haarbüschel von Sternit 5 etwas kürzer als 1/3 von Tergit 5 dorsal, seine Spitze deutlich nach vorn gekrümmt; die Borstenhaare bilden ein ziemlich dichtes Büschel (Abb. 207). Calyptrae dunkelbraun. Die Bereifungsbinden am Vorderrand der Tergite unterscheiden sich kaum von der Grundbereifung, die bei Blickrichtung von hinten sichtbar wird . . . . . ***separata*** Meig.
– Haarbüschel etwas länger als 1/3 von Sternit 5 dorsal, seine Spitze etwas weniger nach vorn gekrümmt; die Borstenhaare sind etwas mehr verstreut (Abb. 208). Calyptrae hellbraun. Tergite am Vorderrand mit Binden dichterer Bereifung, die von der leichten Grundbereifung deutlich zu unterscheiden sind . . . . . ***multispina*** Hert.

Istocheta

Der Bestimmungsschlüssel von Borisova-Zinov'eva (1966) enthält auch die ostpaläarktischen Arten der Gattung. Die nachfolgende Tabelle stützt sich hinsichtlich der Merkmale von *I. subcinerea* und *I. polyphyllae* auf diese Arbeit.

1 Arista nur in ihrem basalen 1/4 – 1/3 verdickt. 1 oder 2 Paar acr vor der Naht. Körperlänge 4–5 mm . . . . . ***hemichaeta*** B.B.

– Arista auf mehr als ihrer halben Länge verdickt (Abb. 8). 3 Paar acr vor der Naht. Körperlänge 6–9 mm 2

2 Arista auf etwa 2/3 ihrer Länge verdickt, ihr 2. Glied 1–2mal so lang wie sein Durchmesser. Abstand zwischen den Subapikalborsten des Scutellums 0,8–1,2mal so groß wie die Entfernung zwischen Subapikalborste und Basalborste 3

– Arista auf wenigstens 4/5 ihrer Länge verdickt, ihr 2. Glied 2–4mal so lang wie sein Durchmesser (Abb. 8). Abstand zwischen den Subapikalborsten des Scutellums 0,50 – 0,75mal so groß wie die Entfernung zwischen Subapikalborste und Basalborste 4

3 Wangen an ihrer schmalsten Stelle kaum breiter als 1/2 des kleinen Augendurchmessers. Scutellum mit haarförmigen Apikalborsten. Abdomen mit Diskalborsten. ♂ mit 2 oe . . . . . ***longicornis*** Fall.

– Wangen an ihrer schmalsten Stelle etwa so breit wie 2/3 des kleinen Augendurchmessers. Scutellum ohne Apikalborsten. Diskalborsten fehlend oder schwach. ♂ ohne oder mit 1 oe . . . . . ***polyphyllae*** Vill.

4 ♀: Sternite 3 und 4 fast so breit wie Sternit 5, in ihrer hinteren Hälfte mit starken Borsten . . . . . ***subcinerea*** Bor.

– ♀: Sternite 3 und 4 nur etwa halb so breit wie Sternit 5, ihre Börstchen sind nur wenig länger als die Behaarung von Sternit 5 . . . . . ***cinerea*** Macq.

(Die ♂ dieser beiden Arten sind bisher nicht trennbar.)

Lecanipa

1 Mitteltibia mit 2 ad. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. r_{4+5} nur mit 2–4 Börstchen an seiner Basis. 2 Paar acr vor der Naht. Tergit 5 mit deutlicher Bereifung am Vorderrand; an den Seiten reicht sie wenigstens bis zur Hälfte der Segmentlänge . . . . . ***leucomelas*** Meig.

– Mitteltibia mit 3–5 ad. Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. r_{4+5} fast bis r-m mit Börstchen. 3 Paar acr vor der Naht. Tergit 5 ganz schwarz oder nur mit Spuren von Bereifung am Vorderrand . . . . . ***bicincta*** Meig.

Admontia

1 2 Humeralborsten (wie in Abb. 81). Thorax vor der Naht ohne oder nur mit 2 breiten schwarzen Längsstreifen. Mitteltibia mit 1 ad (bei manchen Exemplaren von *A. blanda* zusätzlich ein kurzes Börstchen darüber) 2

– 3 Humeralborsten (wie in Abb. 70). Thorax vor der Naht mit 4 schwarzen Längsstreifen. Mitteltibia mit 2–3 ad (bei *A. seria* 1 ad) 3

2 Thorax vor der Naht mit 2 breiten schwarzen Längsstreifen, die noch etwas breiter sind als der bereifte Zwischenraum. Taster und Fühler einschließlich Arista schwarz. Parafrontalia bereift. 3. Fühlerglied etwa 4mal (♀)–6mal (♂) so lang wie das zweite . . . . . ***blanda*** Fall.

– Thorax vor der Naht nur mit einem schmalen *Quer*streifen von leichter, weißer Bereifung. Taster gelb. Verdickter Teil der Arista gelblichbraun. 2. Fühlerglied sowie die Basis des 3. Fühlergliedes etwas bräunlich aufgehellt. Parafrontalia glänzend schwarz. 3. Fühlerglied etwa 7mal (♀)–10mal (♂) so lang wie das zweite . . . . ***continuans*** Strobl

3 Mitteltibia mit 1 ad. Äußere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht scharf begrenzt, direkt vor der Naht 1–2mal so breit wie die mittleren schwarzen Längsstreifen. Wangen an ihrer schmalsten Stelle beim ♂ so breit wie 1/5 – 1/4 des 3. Fühlergliedes, beim ♀ so breit wie 2/5 – 3/5. ♂: Vorderkrallen so lang wie 1/4 – 1/3 des letzten Tarsengliedes . . . . . ***seria*** Meig.

– Mitteltibia mit 2–3 ad. Äußere schwarze Längsstreifen vor der Naht ± unscharf, direkt

vor der Naht 2–5mal so breit wie die mittleren schwarzen Längsstreifen. Wangen an ihrer schmalsten Stelle beim ♂ so breit wie 1/4 – 6/5 des 3. Fühlergliedes (Abb. 9), beim ♀ so breit wie 4/5 – 2/1. ♂: Vorderkrallen so lang wie 1/3 – 1/1 des letzten Tarsengliedes 4

4 Wangen an ihrer schmalsten Stelle beim ♂ so breit wie 1/4 – 3/5 des 3. Fühlergliedes (Abb. 9), beim ♀ so breit wie 4/5 – 6/5. ve in der Regel viel schwächer und kürzer als die hintere oe. Tergit 3 mit 2 (selten 4) Diskalborsten 5

– Wangen an ihrer schmalsten Stelle beim ♂ so breit wie 4/5 – 6/5 des 3. Fühlergliedes, beim ♀ so breit wie 3/2 – 2/1. ve etwa so lang und stark wie die hintere oe. Tergit 3 mit 4–8 Diskalborsten (bei manchen ♀ nur 2) 6

5 Scutellum mit divergierenden, manchmal nur haarförmigen Apikalborsten (wie in Abb. 105). pd-Endsporn der Hintertibia etwa so lang wie der ad-Endsporn. Calyptrae weißlich. Bereifung weißlichgrau. Bereifung der Tergite (aus einer sehr schrägen Ansicht von hinten) im vorderen 1/5 – 1/2 viel dichter als in der hinteren Hälfte . ***grandicornis*** Zett.

– Scutellum ohne Apikalborsten. pd-Endsporn der Hintertibia so lang wie 1/3 – 5/6 des ad-Endsporns. Calyptrae gelblich. Bereifung meist gelblichgrau. Die Bereifung der Tergite reicht (sehr schräg von hinten gesehen) fast bis ans Ende der Tergite . . . . . ***maculisquama*** Zett.

6 Vorderer Mundrand von der Seite nicht sichtbar. Mundöffnung so lang wie 1/2 der Gesichtshöhe. Die Fühler reichen bis zum Mundrand oder fast so weit. 3. Fühlerglied beim ♂ 6–7mal, beim ♀ 4–5mal so lang wie das zweite. Nur ein schmaler Streifen am Vorderrand der Tergite bereift, unter jedem Blickwinkel bleibt die hintere Hälfte schwarz . . . . . ***podomyia*** B.B.

– Mundrand vorgezogen, von der Seite sichtbar. Mundöffnung beim ♂ etwa so lang wie die Gesichtshöhe, beim ♀ so lang wie 3/4. Die Fühler sind in der Regel um eine halbe oder ganze Breite des 3. Fühlergliedes vom Mundrand entfernt. 3. Fühlerglied beim ♂ etwa 5mal, beim ♀ etwa 3mal so lang wie das zweite. Bei Blickrichtung schräg seitlich von hinten reicht die Abdominalbereifung bis ans Ende der Tergite . . . ***cepelaki*** Mesn.

Oswaldia

1 2 dc vor der Naht 2

– 3 dc vor der Naht 3

2 Die hängenden Börstchen über der Vibrisse reichen nach oben fast bis zur Hälfte der Gesichtleisten. Parafrontalia bis zur unteren Stirnborste behaart. 2 Paar acr vor der Naht . . . . . ***muscaria*** Fall.

– Gesichtsleisten nur in ihrem unteren 1/6 mit Börstchen. Vordere Hälfte der Parafrontalia fast nackt. 3 Paar acr vor der Naht . . . . . ***reducta*** Vill.

3 Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 2/3 – 1/1 des 3. Fühlergliedes. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung 0,9–1,3mal so lang wie der kürzeste Abstand der Beugung zum Flügelrand. Stirn beim ♂ 0,67 – 0,88mal, beim ♀ 0,88–1,07mal so breit wie ein Auge. Parafrontalbehaarung stark, entlang der vorderen Stirnborsten mit Börstchen. Arista in ihrem basalen 1/6 – 1/5 verdickt. Bereifung grau . . . . ***spectabilis*** Meig.

– Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/4 – 1/3 des 3. Fühlergliedes. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung 1,55–2,05mal so lang wie der kürzeste Abstand der Beugung zum Flügelrand. Stirn beim ♂ 0,5 – 0,7mal, beim ♀ 0,75 – 0,92mal so breit wie ein Auge. Parafrontalbehaarung überall fein. Arista in ihrem basalen 1/4 verdickt. Bereifung meist gelblichgrau . . . . . ***eggeri*** B.B.

Blondelia

1 Scutellum mit gekreuzten Apikalborsten. 3. Fühlerglied beim ♂ 2,8–3,8mal, beim ♀ 1,9–2,8mal so lang wie das zweite. Taster gelb. Tergite 3 und 4 auf 1/5 – 2/5 ihrer Länge bereift . . . . . ***inclusa*** Hart.

– Scutellum ohne (selten mit haarförmigen) Apikalborsten. 3. Fühlerglied beim ♂ 1,8–2,1mal, beim ♀ 1,5–1,7mal so lang wie das zweite. Taster schwarz oder braun.

Tergite 3 und 4 auf 3/5 – 5/6 ihrer Länge bereift . . . . ***nigripes*** Fall. (+ ***piniariae*** Hart.)
(Aus *Bupalus piniarius* gezogene Exemplare gehören sehr wahrscheinlich zu *piniariae*, siehe HERTING 1960. Morphologische Merkmale zur Trennung der 2 Formen konnten bisher nicht gefunden werden.)

Vibrissina

1 3. Fühlerglied beim ♂ 4,7–6,4mal, beim ♀ 3,9–4,5mal so lang wie das zweite. Die Abdominalbereifung bedeckt ± gleichmäßig 3/5 – 4/5 der Tergite 3 und 4; der schwarze Mittellängsstreifen ist schwach und bei gewisser Beleuchtung manchmal fast ganz erloschen. Die Börstchen über der Vibrisse steigen auf 1/2 – 4/5 der Gesichtsleisten auf. ♂: Stirn 0,63 – 0,88mal so breit wie ein Auge, ohne oe; Vorderkrallen etwa so lang wie das letzte Tarsenglied . . . . . ***turrita*** Meig.

– 3. Fühlerglied beim ♂ 3,0–4,8mal, beim ♀ 2,9–3,6mal so lang wie das zweite. Schwarzer Mittellängsstreifen des Abdomens deutlich, wenigstens so breit wie 1/2 des Abstandes der mittleren Marginalborsten. Abdominalbereifung im mittleren Bereich schwach und nur im vorderen 1/3 – 1/2 der Segmente vorhanden, nach der Seite zu etwas weiter nach hinten reichend und dichter werdend. Die Börstchen über der Vibrisse steigen auf 2/5 – 3/5 der Gesichtsleisten auf. ♂: Stirn 0,84–1,02mal so breit wie ein Auge, mit 2 oe; Vorderkrallen etwa halb so lang wie das letzte Tarsenglied . . . . . ***debilitata*** Pand.

Acemya

1 Tibien und Trochanteren schwarz. Mitteltibia mit 2 ad . . . . . ***acuticornis*** Meig.

– Tibien und Trochanteren rötlichgelb. Mitteltibia mit 1 ad . . . . . ***rufitibia*** v.Ros.

Paratryphera

1 Taster gelb, beim ♀ an ihrer dicksten Stelle etwa so breit wie das 2. Fühlerglied (in seiner Mitte gemessen). Abdominalbehaarung gleichmäßig, ohne Diskalborsten dazwischen. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung 1,7–2,7mal so lang wie die Entfernung der Beugung zum Flügelrand. 3. Fühlerglied 2,1–2,8mal so lang wie das zweite. Vordertibia mit 1 hinteren Borste . . . . . ***bisetosa*** B.B.

– Taster schwarz, nur etwa halb so breit wie das 2. Fühlerglied. Abdominalbehaarung in der Mittellängslinie des Abdomens unregelmäßig, meist mit kleinen Diskalborsten dazwischen. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung 0,9–1,8mal so lang wie die Entfernung der Beugung zum Flügelhinterrand. 3. Fühlerglied 1,6–2,1mal so lang wie das zweite. Vordertibia fast immer mit 2 hinteren Borsten . . . . . ***barbatula*** Rond.

Winthemia

1 Keine oe (♂) 2

– 2 oe (♀) 10

2 Gleichzeitig: Tergite 2 und 3 ohne Marginalborsten und Thorax mit 2 st. Dorsum des Thorax mattschwarz, die Bereifung nicht oder nur wenig sichtbar. Mitteltibia mit einer isolierten ad (wie in Abb. 154). Abdomen dicht und gleichmäßig bereift 3

– Tergite 2 und 3 mit Marginalborsten oder falls ohne Marginalborsten (*bohemani*), dann Thorax mit 3 st. Dorsum des Thorax deutlich bereift mit schwarzen Längsstreifen. Mitteltibia in der Regel mit 2 oder 3 ad, selten nur mit 1 ad. Abdomen weniger dicht bereift 4

3 Die unterste in der Reihe der pd-Borsten der Hintertibia (nicht der Endsporn!) unterscheidet sich kaum von den darüberstehenden pd; sie ist kürzer als die Borsten des ad-Kammes (noch etwas kürzer als in Abb. 157). Stirn 0,46 – 0,53mal so breit wie ein Auge. 3. Fühlerglied 2,2–2,6mal so lang wie das zweite. Thorax schräg von hinten gesehen mattschwarz, auf seiner Fläche höchstens mit Spuren von Bereifung, an den Seiten aber dicht bereift (etwa ab der Reihe der ia). Die schwarze Grundfärbung von Tergit 5 geht nicht bis zum Seitenrand . . . . . ***speciosa*** Egg.

– Die unterste pd-Borste ist viel länger und stärker als die darüberstehenden pd und auch länger als die Borsten des ad-Kammes (wie in Abb. 156). Stirn 0,58 – 0,66mal so breit wie ein Auge. 3. Fühlerglied höchstens 2mal so lang wie das zweite. Thorax schräg von hinten gesehen schwach bereift, mit schwarzen Längsstreifen. Die schwarze Grundfärbung von Tergit 5 greift auf den Seitenrand über . . . . . ***venusta*** Meig.

4 3 st. Tibien gelb. Tergite 2 und 3 ohne Marginalborsten. Abdomen rot; Tergite 2–4 mit einem schmalen schwarzen Mittellängsstreifen, der sich nach hinten zu verschmälert . . . . . ***bohemani*** Zett.

– 2 st (wenn selten eine kleine dritte vorhanden ist, dann besitzt das Abdomen Diskalborsten). Tibien schwarz. Tergite 2 und 3 mit Marginalborsten. Abdomen umfangreicher schwarz gefärbt 5

5 Hinterkopf hinter den Postokularzilien mit 1–2 Reihen von schwarzen Börstchen. Abdominalbehaarung aufgerichtet. Tergite 3 und 4 oft mit unregelmäßigen Diskalborsten. Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht oft zu einem einzigen unscharfen, breiten Längsstreifen verschmolzen 6

– Hinterkopf fast immer ohne schwarze Börstchen (selten wenige vorhanden). Abdomen weitgehend anliegend behaart (wenigstens an den Seiten von Tergit 3). Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht stets getrennt 7

6 Tergite fast auf ihrer ganzen Länge bereift; Bereifung gleichmäßig . . . ***variegata*** Meig.

– Dunkle Art. Tergite nur auf etwa 1/2 ihrer Länge bereift; Bereifung bei unterschiedlichem Lichteinfall mit schwarzen Schillerflecken . . . . . ***jacentkovskyi*** Mesn.

7 Die 2 mittleren schwarzen Längsstreifen des Thorax vor der Naht (nicht gemeint ist ein manchmal vorhandener dritter Streifen direkt in der Mitte) sind so breit wie 1/8 – 1/4 des trennenden Zwischenraumes (wie in Abb. 59, 60). Marginalborsten von Tergit 4 kürzer als das Segment. Behaarung im seitlichen Drittel des Abdomens auf Tergit 3 anliegend, auf Tergit 4 (besonders an dessen Hinterrand) abstehend und etwas dichter. Postalarcallus gelb; davor (zwischen ia und sa) befindet sich ein gelblicher Streifen 8

– Die 2 mittleren Längsstreifen des Thorax sind so breit wie 1/3 – 1/1 des trennenden Zwischenraumes (Abb. 61). Marginalborsten von Tergit 4 länger als das Segment. Abdominalbehaarung der Tergite 3 und 4 ± anliegend. Postalarcallus in der Regel schwarz; davor kein gelber Streifen 9

8 Der schwarze Fleck von Tergit 5 (= Ende des Abdomen-Mittellängsstreifens) bedeckt 1/2 – 3/4 der Segmentlänge. Stirn 0,40 – 0,49mal so breit wie ein Auge. Ocellarborsten länger als das Ocellendreieck (von den Postocellarborsten bis zu seiner Vorderecke gemessen) . . . . . ***cruentata*** Rond.

– Der schwarze Fleck bedeckt nur das vordere 1/4 – 1/3 von Tergit 5. Stirn 0,60 – 0,65mal so breit wie ein Auge. Ocellarborsten kürzer als das Ocellendreieck . . . . . ***rufiventris*** Macq.

9 Die Tergite 4 und 5 weisen in den hinteren 2/3 ihrer Ventralseite Zonen von etwas kürzerer und dichterer Behaarung auf. Tergit 3 mit 2–4 Marginalborsten, die höchstens so lang sind wie Tergit 4 . . . . . ***quadripustulata*** F.

– Ventrale Behaarung der Tergite 4 und 5 überall ± gleichlang und gleichdicht. Tergit 3 mit 4–6 Marginalborsten, das mittlere Paar deutlich länger als Tergit 4 . . . . . ***erythrura*** Meig.

(Möglicherweise handelt es sich bei *erythrura* nur um eine Form von *quadripustulata*.)

10 Mitteltibia mit 1 isolierten ad (wie in Abb. 154). Grundfarbe des Abdomens gelb; schwarz sind nur die Höhlung von Tergit 2, ein schmaler Mittellängsstreifen auf Tergit 3 und die Mitte des Hinterrandsaumes von Tergit 4 (bei *venusta* kann die schwarze Färbung etwas ausgedehnter sein). Bereifung goldgelb 11

– Mitteltibia mit 1 oder 2 ad. Färbung anders 12

11 3. Fühlerglied 2,8–3mal so lang wie das zweite. 2–3 Stirnborsten gehen auf die Wangen herab . . . . . ***speciosa*** Egg.

– 3. Fühlerglied 1,5–1,8mal so lang wie das zweite. 4–5 Stirnborsten gehen auf die Wangen herab . . . . . ***venusta*** Meig.

12 Hinterkopf mit zahlreichen schwarzen Börstchen hinter den Postokularzilien. Tergite 3 und 4 mit aufgerichteter Behaarung und oft mit unregelmäßigen Diskalborsten 6

– Hinterkopf hinter den Postokularzilien ohne schwarze Börstchen oder höchstens mit 1–3 auf jeder Seite. Abdominalbehaarung anliegend (höchstens auf der Mitte der Tergite wenige aufgerichtete Haare); keine Diskalborsten (bei *rufiventris* können individuell einige Diskalen auf Tergit 4 vorkommen) 13

13 Abdomen rot; Tergite 2–4 mit einem schmalen, schwarzen Mittellängsstreifen, der sich nach hinten zu verschmälert. 3 st. Tibien gelb . . . . . ***bohemani*** Zett.

– Abdomen umfangreicher schwarz gefärbt. 2 st. Tibien schwarz oder braun 14

14 Die unterste in der Reihe der pd-Borsten der Hintertibia ist 2–3,5mal so lang wie der Durchmesser der Hintertibia (Abb. 156). Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht so breit wie 1/6 – 5/6 des trennenden Zwischenraumes (Abb. 61). Marginalborsten von Tergit 4 deutlich länger als das Segment. Postalarcallus schwarz oder braun . . . . . ***quadripustulata*** F. oder *erythrura* Meig.

[Die ♀ dieser zwei Arten sind gegenwärtig nicht sicher trennbar. – Wenn man hier zu einer dunklen Art gelangt, bei der die Abdominalbereifung nur etwa die vordere Hälfte der Tergite bedeckt, dann handelt es sich um *jacentkovskyi* (siehe Nummer **6**); die charakteristischen Merkmale sind bei dieser Art manchmal nur schwach ausgeprägt.]

– Unterste pd-Borste der Hintertibia 1–1,8mal so lang wie der Durchmesser der Hintertibia (Abb. 157). Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht so breit wie 1/10 – 1/8 des trennenden Zwischenraumes (wie in Abb. 60). Marginalborsten von Tergit 4 höchstens so lang wie das Segment (sehr selten etwas länger). Postalarcallus gelb . . 15

15 Der schwarze Fleck von Tergit 5 bedeckt nur das vordere 1/4 – 1/3 des Segments. Tergit 5 ist 1,1–1,3mal so lang wie Tergit 4 . . . . . ***rufiventris*** Macq.

– Der schwarze Fleck von Tergit 5 bedeckt 1/2 – 3/4 der Segmentlänge. Tergit 5 ist 0,95–1,0mal so lang wie Tergit 4 . . . . . ***cruentata*** Rond.

Nemorilla

1 ♂: Postocellarborsten an ihrer Spitze hakenförmig nach vorn gebogen (Abb. 5). ♀: Stirn 0,75 – 0,92mal so breit wie ein Auge; 3. Fühlerglied 1,64–1,96mal so lang wie das zweite; 2. Fühlerglied schwarz bis braun. – Puparium mit Stigmenhörnchen . . . . . ***floralis*** Fall.

– ♂: Postocellarborsten gleichmäßig nach vorn gebogen (wie in Abb. 4). ♀: Stirn 0,90–1,06mal so breit wie ein Auge; 3. Fühlerglied 1,23–1,71mal so lang wie das zweite; 2. Fühlerglied gelb bis braun. – Puparium ohne Stigmenhörnchen . . . . . ***maculosa*** Meig.

Phebellia

1 Taster ganz schwarz. Thorax vor der Naht mit 2–3 mittleren schwarzen Längsstreifen. Apikalborsten des Scutellums in der Regel in einem Winkel von mehr als 45° aufgerichtet (Abb. 111). – Präsuturale ia beim ♂ fehlend oder rudimentär 2

– Taster gelb oder braun, zumindest an ihrer Spitze aufgehellt. 2 mittlere schwarze Längsstreifen vor der Naht. Apikalborsten in einem geringeren Winkel aufgerichtet 3

2 Mundrand nicht oder kaum nach vorn aufgerichtet, von der Seite nicht sichtbar (Abb. 12). Tergite auf 1/2 – 3/4 ihrer Länge mit wenig veränderlicher, gelblichgrauer oder grauer Bereifung bedeckt . . . . . ***nigripalpis*** R.D.

– Mundrand nach vorn aufgerichtet, von der Seite deutlich sichtbar. Tergite auf 1/3 – 1/2 ihrer Länge mit – bei unterschiedlichem Lichteinfall – ziemlich veränderlicher grauer Bereifung bedeckt. – Gebirgsart . . . . . ***strigifrons*** Zett.

3 4. Randabschnitt des Flügels etwa so lang wie der sechste. Dorsale Marginalborsten des 3. Tergites 1,2–1,6mal so lang wie das Segment; Entfernung zwischen den beiden äußeren so groß wie 1/2 – 2/3 der Breite von Tergit 3. – Körperlänge 7–9,5 mm. Taster meist braun mit heller Spitze . . . . . ***glirina*** Rond.

– 4. Randabschnitt des Flügels 1,4–3,0mal so lang wie der sechste. Dorsale Marginalborsten des 3. Tergites 0,5–1,2mal so lang wie das Segment; Entfernung zwischen den beiden äußeren höchstens so groß wie 1/3 der Breite von Tergit 3 (wenn größer, dann Körperlänge über 10 mm) 4

4 Tergit 5 dorsal höchstens auf 1/2, an den Seiten bis auf 2/3 seiner Länge bereift; Bereifung meist schwächer als auf den vorangehenden Segmenten, manchmal fast ganz erloschen 5

– Tergit 5 überall auf wenigstens 2/3 seiner Länge bereift; Bereifung ebenso dicht wie die der vorangehenden Segmente. – Stets 4 dc hinter der Naht; keine Härchen unter den Stirnborsten; die Börstchen über der Vibrisse reichen nur bis auf 1/5 oder 1/4 der Gesichtsleisten nach oben 7

5 3 dc hinter der Naht (selten 4 dc). Bereifung von Thorax und Abdomen gelblichgrau. Die Börstchen über der Vibrisse reichen nur auf 1/5 bis 1/4 der Gesichtsleisten nach oben. ♂: ad-Kamm der Hintertibia sehr unregelmäßig mit mehreren längeren Zwischenborsten; Mitteltibia mit 2–3 ad; Tergite 3 und 4 mit starken Diskalborsten; Tergit 3 mit 4 (- 6) dorsalen Marginalborsten (etwa so lang wie das Segment). ♀: Tergit 5 kaum breiter als lang; Bereifung der Tergite 3 und 4 dicht, wenig veränderlich, Tergit 5 dagegen nur mit sehr schwacher Bereifung . . . . . ***triseta*** Pand.

– 4 dc hinter der Naht. Die (teilweise sehr feinen und kurzen) Börstchen über der Vibrisse reichen auf 1/3 bis 1/2 der Gesichtsleisten nach oben. Abdominalbereifung bläulichweiß oder weiß, zur (meist) gelblichen bis goldgelben Bereifung der Stirn kontrastierend. ♂: ad-Kamm der Hintertibia regelmäßig, mit 1 langen Zwischenborste (Abb. 161); Mitteltibia mit 1 ad (selten 1 kürzere darüber); Tergite 3 und 4 ohne oder nur mit sehr schwachen Diskalborsten; Tergit 3 mit 2 kurzen dorsalen Marginalborsten (0,5 – 0,9mal so lang wie das Segment). ♀: 5. Tergit 1,5–2mal so breit wie lang; Bereifung der Tergite 3–5 bei unterschiedlichem Lichteinfall sehr veränderlich 6

6 Die drei starken Borsten des Humeralcallus bilden einen Winkel von 90°–120°. Wangen fast immer mit einigen Härchen unter den Stirnborsten. Bereifung von Thorax und Abdomen bläulichweiß. ♂: 3. Fühlerglied 2–3mal so lang wie das zweite; präsuturale ia vorhanden . . . . . ***villica*** Zett.

– Die drei starken Borsten des Humeralcallus bilden einen Winkel von etwa 135°. Wangen unter den Stirnborsten nackt. Bereifung von Thorax und Abdomen weißlich. ♂: 3. Fühlerglied etwa 3,5mal so lang wie das zweite; präsuturale ia fehlend . . . . . ***vicina*** Wainwright

7 Wangen an ihrer schmalsten Stelle 1,7–2,5mal so breit wie die Taster. Tergit 5 ebenso wie die vorangehenden Tergite fein (aber ± unregelmäßig) behaart, ohne Diskalborsten. Präsuturale ia fehlend oder rudimentär. Stirn 0,80 – 0,92mal so breit wie ein Auge beim ♂, 1,10–1,22mal beim ♀. ♀: Tergit 5 dorsomedian eingeschnitten. – Mitteltibia mit 2 ad . . . . . ***pauciseta*** Vill.

– Wangen an ihrer schmalsten Stelle 0,7–1,3mal so breit wie die Taster. Abdomen mit Diskalborsten oder aber die kurze Behaarung ist borstenartig stark. Präsuturale ia fast immer vorhanden. Stirn schmaler (außer bei *clavellariae*). ♀: Tergit 5 nicht eingeschnitten 8

8 Die Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung ist 1,7–2,2mal so lang wie der Abstand der Beugung zum Flügelrand. Mitteltibia mit 2 ad (selten 3). Die drei starken Borsten des Humeralcallus bilden einen Winkel von 90°–110°. ♀: 5. Tergit 1,20–1,35mal so lang wie Tergit 4. – Seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht scharf begrenzt, keilförmig bis zur starken Posthumeralborste reichend (wie in Abb. 59) . . . . . ***stulta*** Zett.

– Die Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung ist 1,0–1,7mal so lang wie der Abstand der Beugung zum Flügelrand. Mitteltibia in der Regel mit 3–4 ad. Die drei starken Borsten des Humeralcallus bilden einen Winkel von 120°–150°. ♀: 5. Tergit 1,0–1,1mal so lang wie Tergit 4 9

9 Seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht scharf begrenzt, keilförmig bis zur starken äußeren Posthumeralborste reichend (Abb. 59). ♂: Cerci kurz, an ihrer Spitze etwas nach oben gebogen (Abb. 247) . . . . . ***glauca*** Meig.

– Seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht unscharf begrenzt, bis zum Pronotum durchgehend (Abb. 60). ♂: Cerci lang und schmal, an ihrer Spitze nicht oder kaum nach oben gebogen (Abb. 246) 10

10 Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht schmal, höchstens halb so breit wie der trennende Zwischenraum (wie in Abb. 59). Tergite 3 und 4 auf etwa 3/5

ihrer Länge bereift, Tergit 5 auf 2/3 – 4/5; Bereifung bei unterschiedlichem Lichteinfall sehr veränderlich. Stirn 0,58 – 0,72mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,81 – 0,83mal beim ♀ (nur 4 Exemplare gemessen) . . . . . ***glaucoides*** Hert.

– Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht fast so breit wie der trennende Zwischenraum (wie in Abb. 61). Tergite 3 und 4 auf wenigstens 4/5 ihrer Länge mit wenig veränderlicher Bereifung bedeckt, Tergit 5 fast vollständig bereift. Stirn beim ♂ 0,8mal so breit wie ein Auge (nur 1 Exemplar stand zur Messung zur Verfügung) . . . . . ***clavellariae*** B.B.

Nilea

1 Die Börstchen über der Vibrisse gehen nur auf 1/5 – 2/5 der Gesichtsleisten empor. Scutellum schwarz, nur an seiner Spitze etwas rötlich aufgehellt. Taster gelb. ♂: Tergite 4 und 5 ventral glänzend schwarz, mit dichter, ± anliegender Behaarung.–3 st . . . . . ***hortulana*** Meig.

– Die Börstchen über der Vibrisse gehen auf 1/2 – 2/3 der Gesichtsleisten empor. Scutellum überwiegend rötlichgelb (wenigstens in seinen hinteren 3/5). Taster gelb oder schwarz. Tergite 4 und 5 beim ♂ ventral nicht so gestaltet 2

2 3 st. Taster (wenigstens in seiner Distalhälfte) gelb. Die Börstchen über der Vibrisse gehen auf 1/2 der Gesichtsleisten oder kaum darüber empor. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. Tergit 5 oft etwas kürzer als Tergit 4. Das durch die Ocellen gebildete Dreieck ist meist gleichschenklig (der Abstand der hinteren Ocellen voneinander ist kleiner) . . . . . ***innoxia*** Meig.

– 4 st. Taster schwarz oder dunkelbraun. Die Börstchen über der Vibrisse gehen auf 2/3 der Gesichtsleisten, selten nur bis auf 1/2 empor. Tergit 4 fast immer mit unregelmäßigen Diskalborsten. Tergit 5 wenigstens so lang wie Tergit 4. Das durch die Ocellen gebildete Dreieck ist gleichseitig (Abstand der Ocellen voneinander etwa gleich) . . . . . ***rufiscutellaris*** Zett.

Phryxe

1 4 st. Arista auf wenigstens 2/3 ihrer Länge verdickt (Abb. 7). 3 oder 4 dc hinter der Naht. Parafrontalia vorn außerhalb der Stirnborstenreihe mit weiteren Borsten (Abb. 7). Scutellum ganz schwarz oder höchstens an seiner Spitze schwach rötlich 2

– 3 st (sehr selten 4 st). Arista auf höchstens 2/3 ihrer Länge verdickt (Abb. 10). Stets 4 dc hinter der Naht. Parafrontalia außerhalb der Stirnborsten nur mit der üblichen Behaarung (Abb. 10). Scutellum an seiner Spitze ± rötlichgelb 4

2 Wangen mit nach unten gerichteten Borsten. 3 dc hinter der Naht . . . . ***setifacies*** Vill. (siehe Nummer **102** der Gattungstabelle)

– Wangen ohne Borsten 3

3 Arista auf 2/3 – 3/4 ihrer Länge verdickt. 3 dc hinter der Naht. ♂: Wangen nach unten stark verengt, an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/5 – 1/2 des 3. Fühlergliedes . . . . . ***hirta*** Bigot

– Arista beim ♂ auf wenigstens 5/6 (Abb. 7), beim ♀ auf wenigstens 3/4 ihrer Länge verdickt. 4 dc (seltener 3 dc) hinter der Naht. ♂: Wangen nach unten wenig verengt, an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/2 – 2/3 des 3. Fühlergliedes (Abb. 7) . . ***prima*** B.B.

4 Abstand zwischen der untersten Stirnborste und dem obersten Börstchen über der Vibrisse 1,5–2,5mal so lang wie die Breite des 3. Fühlergliedes (Abb. 10).–6. Randabschnitt des Flügels kurz (wie in Abb. 119). Bereifung meist gelblichgrau . ***nemea*** Meig.

– Abstand zwischen der untersten Stirnborste und dem obersten Börstchen über der Vibrisse schmaler als die Breite des 3. Fühlergliedes 5

5 4. + 5. Flügelrandabschnitt zusammen 1,1–1,6mal so lang wie der 6. Flügelrandabschnitt (Abb. 120). 3. Fühlerglied an seiner Basis nicht oder kaum vorspringend (wie in Abb. 7, 10), beim ♂ etwa 4–4,5mal, beim ♀ etwa 2,5–3mal so lang wie das zweite. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/4 – 2/3 des 3. Fühlergliedes. Scutellum wenigstens in seinem hinteren 1/3 rötlichgelb. ♂: Vorderkrallen kürzer als das letzte Tarsenglied. – Meist häufige Arten 6

– 4. + 5. Flügelrandabschnitt zusammen 1,7–2,5mal so lang wie der 6. Flügelrandabschnitt (Abb. 119). 3. Fühlerglied an seiner Basis vorspringend (wie in Abb. 16), beim ♂ etwa 4,5–5,5mal, beim ♀ etwa 3mal so lang wie das zweite. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/6 – 1/2 des 3. Fühlergliedes. Scutellum meist nur an seiner Spitze etwas rötlich. – Seltenere Arten, die man eher durch Zucht erhält 7

6 Abdomen von hinten gesehen überwiegend schwarz, die Bereifung ist nur im vorderen 1/4 – 1/3 und an den Seiten der Tergite dichter; an den Seiten von Tergit 4 bedeckt sie 1/3 – 3/5, auf Tergit 5 höchstens 1/2 der Segmentlänge. ♂: Surstyli verbreitert, fast immer deutlich heller als die Cerci, letztere (von der Seite gesehen) stark gebogen (Abb. 254) . . . . . ***heraclei*** Meig.

– Bereifung etwas dichter und weiter nach hinten reichend; an den Seiten von Tergit 4 bedeckt sie 2/3 – 5/6, auf Tergit 5 wenigstens 3/5 der Segmentlänge. ♂: Surstyli nicht verbreitert, schwarz wie die Cerci, letztere nur wenig gebogen (Abb. 253) . . ***vulgaris*** Fall.

7 Körperlänge 5–7 mm. ♂: Vorderkrallen viel kürzer als das letzte Tarsenglied; Surstyli sehr schmal (Abb. 252) . . . . . ***magnicornis*** Zett.

– Körperlänge 8–11 mm. ♂: Vorderkrallen etwa so lang wie das letzte Tarsenglied (Abb. 145); Surstyli breiter, ähnlich wie in Abb. 253 8

8 Tergit 5 nicht länger als das vierte. Tergite nur auf 1/2 – 4/5 ihrer Länge bereift . . . . . ***erythrostoma*** Hart.

– Tergit 5 beim ♂ 1,1–1,3mal, beim ♀ etwa 1,5mal so lang wie das vierte. Abdomen fast bis zum Ende bereift, Tergite praktisch ohne einen schwarzen Hinterrandsaum . . . . . ***semicaudata*** Hert.

Pseudoperichaeta

1 Mitteltibia mit 1 ad. Stirn beim ♂ 0,74–1,03mal, beim ♀ 0,80–1,05mal so breit wie ein Auge. Strecke vom m zwischen m-cu und der Beugung 1,6–3,0mal so lang wie der Abstand der Beugung vom Flügelhinterrand. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/4 – 1/2 des 3. Fühlergliedes . . . . . ***nigrolineata*** Walk.

– Mitteltibia mit 2–3 ad. Stirn beim ♂ 1,08–1,44mal, beim ♀ 1,04–1,32mal so breit wie ein Auge. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung 1,0–1,5mal so lang wie der Abstand zwischen der Beugung und dem Flügelhinterrand. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 2/5 – 3/4 des 3. Fühlergliedes . . . . . ***palesoidea*** R.D.

Lydella

1 Kopf an der Fühlerbasis sehr auffallend vorspringend (viel weiter als in Abb. 2). 3 st. Abdomen beim ♂ ohne Sturmia-Fleck. – m-cu kürzer als der Abschnitt von m zwischen m-cu und der Beugung . . . . . ***lacustris*** Hert.

– Kopf nicht so weit vorspringend. 4 st (manche ♀ von *stabulans* haben nur 3 st). ♂ auf der Ventralseite des Abdomens mit Sturmia-Fleck, entweder auf Tergit 4 (Abb. 186) oder auf den Tergiten 3 und 4 2

2 Keine oe (♂) 3

– 2 oe (♀) 6

3 Vorderkrallen und Pulvillen länger als das letzte Tarsenglied. Abdominalbehaarung aufgerichtet. Stirn etwas schmaler als ein Auge . . . . . ***stabulans*** Fall.

– Vorderkrallen und Pulvillen kürzer als das letzte Tarsenglied. Abdominalbehaarung anliegend. Stirn so breit wie ein Auge oder breiter 4

4 Ventralseite des Abdomens unbereift. Tergite 3 und 4 ventral jederseits mit einem Sturmia-Fleck; der Fleck von Tergit 3 ist ausgedehnter als der von Tergit 4 . ***ripae*** Brischke

– Die Bereifungsbinden des Abdomens greifen auf die Ventralseite über. Nur Tergit 4 ventral mit einem scharf begrenzten Sturmia-Fleck (Abb. 186) 5

5 Der Sturmia-Fleck auf der Ventralseite von Tergit 4 ist breiter als lang und liegt dem Vorderrand des Segmentes weitgehend an (Abb. 186). Bereifung gelblichgrau. Tergit 4 an den Seiten auf 2/3 – 4/5 seiner Länge bereift. Arista auf etwa 3/4 ihrer Länge verdickt. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung kürzer als der Abstand der Beugung zum Flügelrand . . . . . ***grisescens*** R.D.

– Der Sturmia-Fleck auf der Ventralseite von Tergit 4 ist fast kreisrund. Bereifung bläulichweiß. Tergit 4 an den Seiten auf 1/2 – 3/5 seiner Länge bereift. Arista kaum weiter als 1/2 ihrer Länge verdickt. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung so lang wie der Abstand der Beugung zum Flügelrand oder länger . . . . . ***thompsoni*** Hert.

6 Stirn 0,95–1,30mal so breit wie ein Auge (Abb. 1). Arista auf 2/5 – 1/2 (selten bis fast 3/5) ihrer Länge verdickt. Der Bereich um die Basis der Diskalborsten von Tergit 3 und 4 ist deutlich schwächer bereift als das Bereifungsband am Vorderrand der Segmente (Abdomen schräg von hinten betrachten). – Bereifung weiß oder bläulichweiß. Die Bereifungsbinden des Abdomens setzen sich auf die Ventralseite fort. Tergit 4 an den Seiten auf höchstens 1/2 seiner Länge bereift 7

– Stirn 1,33–1,70mal so breit wie ein Auge. Arista auf 2/3 – 3/4 ihrer Länge verdickt. Die Diskalborsten der Tergite 3 und 4 stehen in einer Zone, deren Bereifung ebenso dicht ist wie am Vorderrand der Segmente. – Gesichtsleisten (von der Seite gesehen) nicht konkav 8

7 Gesichtsleisten (von der Seite gesehen) im unteren Teil etwas konkav (Abb. 2). Tergit 4 an den Seiten auf 1/6 – 2/5 seiner Länge bereift. 3. Fühlerglied 1,5–1,9mal so lang wie das zweite. Arista auf 2/5 – 1/2 ihrer Länge verdickt. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung kürzer als der Abstand der Beugung zum Flügelrand . . . ***stabulans*** Fall.

– Gesichtsleisten gerade oder etwas konvex. Tergit 4 an den Seiten auf fast 1/2 seiner Länge bereift. 3. Fühlerglied 2,2–2,8mal so lang wie das zweite. Arista auf etwa 1/2 ihrer Länge verdickt, manchmal noch etwas weiter. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung so lang wie der Abstand der Beugung zum Flügelrand oder länger . . ***thompsoni*** Hert.

8 Die Bereifungsbinden am Vorderrand der Abdominalsegmente setzen sich auf die Ventralseite fort. Bereifung gelblichgrau. Tergit 4 an den Seiten auf 3/5 – 3/4 seiner Länge bereift. 3. Fühlerglied 2,0–2,6mal so lang wie das zweite . . . . . ***grisescens*** R.D.

– Ventralseite des Abdomens unbereift, glänzend schwarz. Bereifung in der Regel bläulichweiß. Tergit 4 an den Seiten auf 2/5 – 1/2 seiner Länge bereift. 3. Fühlerglied 1,9–2,1mal so lang wie das zweite . . . . . ***ripae*** Brischke.

Drino

1 Wangen unter den Stirnborsten nackt. Ocellarborsten fehlend 2

– Wangen unter den Stirnborsten mit einigen Haaren. Ocellarborsten vorhanden 4

2 Stirn beim ♂ 0,72 – 0,79mal, beim ♀ 0,88 – 0,99mal so breit wie ein Auge. Spärliche Augenbehaarung vorhanden, die Härchen etwa so lang wie 4 Augenfacetten (gegen einen dunklen Hintergrund betrachten!). Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien nur mit sehr spärlicher schwarzer Behaarung (höchstens 1 Haarreihe) oder schwarze Haare ganz fehlend . . . . . ***lota*** Meig.

– Stirn beim ♂ wenigstens 1mal, beim ♀ wenigstens 1,1mal so breit wie ein Auge. Augen fast nackt; wenn vereinzelte Härchen vorhanden sind, dann sind diese etwa so lang wie 2 Augenfacetten. Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien mit 1–2 Reihen schwarzer Haare 3

3 Stirn beim ♂ 1,02–1,08mal, beim ♀ 1,10–1,25mal so breit wie ein Auge. Stirnstreifen parallelrandig, nach hinten kaum verbreitert. Arista auf 1/3 – 2/5 ihrer Länge verdickt. Tergite 3 und 4 am Hinterrand auf 1/5 – 1/4 der Segmentlänge schwarz, Tergit 5 im hinteren 1/3 – 1/2 schwarz. Der schwarze Mittellängsstreifen des Abdomens ist auf allen Segmenten deutlich . . . . . ***vicina*** Zett.

– Stirn beim ♂ 1,20–1,45mal, beim ♀ 1,35–1,68mal so breit wie ein Auge. Stirnstreifen nach hinten stark verbreitert. Arista auf 2/5 – 3/5 ihrer Länge verdickt. Tergite fast ganz von Bereifung bedeckt, der Hinterrand erscheint aber bei bestimmtem Lichteinfall dunkler. Der schwarze Mittellängsstreifen der Tergite 4 und 5 ist fast verloschen . . . . . ***galii*** B.B.

4 Bereifung goldgelb. Tergit 3 in der Mitte auf 3/5 – 4/5, Tergit 5 auf 2/3 – 1/1 der Segmentlänge bereift. Trochanteren braungelb. Fühler zum Teil gelb . . . . . ***gilva*** Hart.

– Bereifung grauweiß bis schwach gelblich. Der schwarze Hinterrand von Tergit 3 nimmt in der Mitte (bei sehr schräger Betrachtung von hinten) 4/5 – 5/6 der Segmentlänge ein. Tergit 5 auf 1/3 – 3/5 der Länge bereift. Beine schwarz. Fühler schwarz, höchstens bei den ♀ manchmal zum Teil gelb 5

5 Die Bereifung der Tergite 4 und 5 nimmt etwa die Hälfte der Segmentlänge oder mehr ein. Zwischen Ventral- und Dorsalseite des Körpers besteht kaum ein Unterschied im Farbton der Bereifung. Wangen an ihrer schmalsten Stelle (real) so breit wie 1/2 – 1/1 des 3. Fühlergliedes . . . . . ***inconspicua*** Meig.

– Die Bereifung der Tergite 4 und 5 nimmt weniger als die Hälfte der Segmentlänge ein. Bereifung von Thorax und Abdomen dorsal gelblich, an den Seiten und ventral weißlich. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/4 – 1/2 des 3. Fühlergliedes . . . . . ***bohemica*** Mesn.

Carcelia

1 Gleichzeitig: Basicosta gelb und Mitteltibia mit 1 ad (Abb. 154) 2

– Basicosta schwarzbraun oder etwas aufgehellt, dann aber Mitteltibia mit 2–3 ad . . . 4

2 Humeralcallus (von der Seite gesehen, unter der Bereifung) ganz oder überwiegend gelb. Stirn 0,53 – 0,61mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,63 – 0,71mal beim ♀. Bereifung gelblichgrau bis goldgelb. – Behaarung der Tergite 3 und 4 etwa so lang wie 2/5 des entsprechenden Segments . . . . . ***bombylans*** R.D.

– Humeralcallus ganz oder überwiegend schwarz (wenigstens in seiner vorderen Hälfte). Stirn bei ♂ und ♀ entweder schmaler oder breiter als die angegebenen Maße. Bereifung grau bis gelblichgrau 3

3 Stirn 0,42 – 0,50mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,47 – 0,58mal beim ♀. Behaarung der Tergite 3 und 4 so lang wie 1/3 – 2/5 des entsprechenden Segments . . . . ***rasa*** Macq.

– Stirn 0,64 – 0,72mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,72 – 0,87mal beim ♀. Behaarung der Tergite 3 und 4 so lang wie 3/5 – 2/3 des entsprechenden Segments, manchmal mit unregelmäßigen Diskalborsten . . . . . ***puberula*** Mesn.

4 Gleichzeitig: Mitteltibia ganz gelb, auch auf der Ventralseite ihres basalen Drittels, mit 1 ad; Tergite 3 und 4 gleichmäßig behaart, ohne Diskalborsten 5

– Andere Merkmalskombinationen 6

5 Humeralcallus (unter der Bereifung) schwarz. Das durch die Ocellen gebildete Dreieck ist gleichschenklig (der Abstand der hinteren Ocellen voneinander ist kleiner). Abdominalbehaarung grob, die einzelnen Haare sehr viel dicker als die Haare der Mesopleure. Stirn 0,60 – 0,72mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,70 – 0,75mal beim ♀. r_{4+5} an der Basis mit 2–3 Börstchen . . . . . ***atricosta*** Hert.

– Humeralcallus überwiegend gelb. Das durch die Ocellen gebildete Dreieck ist gleichseitig (Abstand der Ocellen voneinander etwa gleich). Abdominalbehaarung etwa so fein wie die Haare der Mesopleure. Stirn 0,67 – 0,75mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,75 – 0,81mal beim ♀. r_{4+5} an der Basis mit 1, selten 2 Börstchen . . . . . ***rasella*** Bar.

6 Arista auf wenigstens 2/5 ihrer Länge zylindrisch verdickt, erst dann abnehmend (Abb. 42). Abdomen gleichmäßig behaart, ohne Diskalborsten 7

– Verdickung der Arista schon in kürzerer Entfernung von der Basis und gleichmäßiger abnehmend (Abb. 4). Abdomen gröber und weniger gleichmäßig behaart, mit einzelnen stärkeren Haaren oder Diskalborsten 8

7 Wangen auf halber Höhe so breit wie 1/2 – 1/1 des 3. Fühlergliedes. Peristom etwa so breit wie das 3. Fühlerglied. Stirn 0,82 – 0,92mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,9–1,0mal beim ♀. Wangen unter den Stirnborsten mit einigen Härchen oder (manchmal) fast bis zur Mitte herabgehend behaart . . . . . ***iliaca*** Ratz.

– Wangen auf halber Höhe so breit wie 1/5 – 1/2 des 3. Fühlergliedes. Peristom viel schmaler als das 3. Fühlerglied. Stirn 0,55 – 0,65mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,65 – 0,77mal beim ♀. Wangen unter den Stirnborsten nackt . . . . . ***gnava*** Meig.

8 Apikalborsten des Scutellums viel kürzer und schwächer als die Lateralborsten, höchstens so lang wie das Scutellum. Abstand zwischen den Subapikalborsten 1,1–1,5mal so groß wie die Entfernung zu den Basalen. Mitteltibia beim ♂ nur mit 1 ad, beim ♀ oft mit einer schwächeren zweiten Borste darüber. ♀: Letztes Vordertarsenglied verbreitert, 2–3mal so lang wie das vorletzte 9

– Apikalborsten so lang und stark wie die Lateralborsten, länger als das Scutellum. Abstand zwischen den Subapikalborsten 1,6–1,9mal so groß wie die Entfernung zu den Basalen. Mitteltibia mit 2–3 ad. ♀: Letztes Vordertarsenglied nicht verbreitert, 1–1,5mal so lang wie das vorletzte 10

9 3. Fühlerglied beim ♂ etwa 4mal, beim ♀ etwa 3mal so lang wie das zweite. Stirn 0,6 – 0,7mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,6 – 0,8mal beim ♀. ♂: Vorderkrallen länger als das letzte Tarsenglied. ♀: Taster an ihrer dicksten Stelle etwa so breit wie das 3. Fühlerglied; Tergit 5 auf 1/6 – 1/2 seiner Länge mit sehr schwacher Bereifung . . . ***tibialis*** R.D.

– 3. Fühlerglied beim ♂ 6–7mal, beim ♀ etwa 4mal so lang wie das zweite. Stirn in beiden Geschlechtern 0,73 – 0,87mal so breit wie ein Auge. ♂: Vorderkrallen nur so lang wie das letzte Tarsenglied. ♀: Taster höchstens halb so breit wie das 3. Fühlerglied; Tergit 5 auf 2/3 – 4/5 seiner Länge bereift . . . . . ***falenaria*** Rond.

10 Stirn 0,8 – 0,9mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,86–1,0mal beim ♀. Abstand zwischen den hinteren Ocellen fast so groß wie der Abstand zwischen der vorderen acr des Thorax. Mitteltibia ganz gelb, auch auf der Ventralseite ihrer Basis. Die feinen Börstchen über der Vibrisse reichen fast bis zur halben Höhe der Gesichtsleisten. Basicosta ± braungelb aufgehellt . . . . . ***laxifrons*** Vill.

– Stirn schmaler. Abstand zwischen den hinteren Ocellen viel geringer. Gesichtsleisten nur ihrem unteren 1/4 mit Börstchen. Mitteltibia wenigstens an der Basis ihrer Ventralseite geschwärzt. Basicosta schwarzbraun 11

11 Tibien schwarzbraun. Abdominalbereifung schwach, bei veränderter Blickrichtung tritt die schwarze Grundfärbung des Abdomens deutlich hervor. Stirn etwa 0,75mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,80mal beim ♀ . . . . . ***alpestris*** Hert.

– Tibien überwiegend gelb. Abdomen dichter bereift 12

12 Stirn 0,70 – 0,78mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,75 – 0,82mal beim ♀. Tergite 3 und 4 mit sehr deutlichen schwarzen Binden am Hinterrand, Tergit 5 nur auf 2/3 – 3/4 seiner Länge bereift. Gesicht beim ♂ so lang wie die Stirn . . . . . ***kowarzi*** Vill.

– Stirn schmaler. Schwarze Hinterrandbinden der Tergite 4 und 5 sehr schmal, bei schräger Blickrichtung ganz erloschen, Tergit 5 bis zum Hinterrand bereift. Gesicht beim ♂ kürzer als die Stirn 13

13 Stirn 0,50 – 0,65mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,63 – 0,79mal beim ♀. ♂: Epandrium länger als breit (Abb. 196). – Vordere 4 Abdominalsegmente des Pupariums auf ihrer Dorsalseite völlig nackt . . . . . ***lucorum*** Meig.

– Stirn 0,44 – 0,51mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,55 – 0,72mal beim ♀. ♂: Epandrium etwas breiter als lang (Abb. 195). – Vordere 4 Abdominalsegmente des Pupariums auch auf der Dorsalseite mit Dörnchengürteln . . . . . ***dubia*** B.B.

Senometopia

1 3 dc hinter der Naht. Tibien schwarz oder gleichmäßig dunkelbraun. – Bereifung grau . . . . . ***susurrans*** Rond.

– 4 dc hinter der Naht. Tibien gelb, auf ihrer Ventralseite basal und apikal etwas geschwärzt 2

2 Vordertibia (fast immer) mit 2 hinteren Borsten, die obere ist 2–3mal so lang wie der Durchmesser der Tibia (Abb. 148). ♂: Cerci viel länger als die schmalen Surstyli (Abb. 243). – Tergit 4 unregelmäßig behaart, fast immer mit zerstreuten Diskalborsten. Bereifung gelblich. Der seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax hinter der Naht wird nach hinten viel schmaler und erlischt meist weit vor der letzten dc (Abb. 63). Puparium ohne Terminalhöcker . . . . . ***pollinosa*** Mesn.

– Vordertibia mit 1 hinteren Borste (bei *intermedia* ist manchmal darüber eine kurze zweite Borste vorhanden, die jedoch höchstens 1,5mal so lang ist wie der Durchmesser der Tibia; der seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax hinter der Naht geht bei dieser Art bis zur letzten dc, wie in Abb. 64). ♂: Cerci nur wenig länger als die relativ breiten Surstyli (Abb. 240–242). – Puparium (soweit bekannt) mit Terminalhöcker . 3

3 Stirn 0,66 – 0,90mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,78–1,03mal beim ♀. 3. Tergit 2,3–2,9mal so breit wie lang (Länge gemessen in der dorsalen Mitte, Breite am Hinter-

rand). Behaarung der Tergite 3 und 4 wenig dicht und ungleichmäßig, fast immer mit einigen zerstreuten Diskalborsten dazwischen. Körperlänge 5,5–8 mm 4

– Stirn 0,51 – 0,70mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,69 – 0,79mal beim ♀. 3. Tergit 2,7–3,2mal so breit wie lang. Behaarung der Tergite 3 und 4 dicht und gleichmäßig, nur Tergit 4 bei den ♀ selten mit einigen zerstreuten Diskalborsten. Körperlänge 8–10 mm 5

4 Bereifung gelblich. Stirn 0,66 – 0,76mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,78 – 0,89mal beim ♀. Der seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax hinter der Naht geht bis zur letzten dc und wird nach hinten nicht oder kaum schmaler (wie in Abb. 64) . . . . . *intermedia* Hert.

– Bereifung grau. Stirn 0,74 – 0,90mal so breit wie ein Auge beim ♂, 0,89–1,03mal beim ♀. Der seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax hinter der Naht wird nach hinten viel schmaler und erlischt in der Regel vor der letzten dc (wie in Abb. 63) . . . . . *confundens* Rond.

5 Bereifung grau. Der seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax hinter der Naht geht bis zur letzten dc und wird nach hinten nicht oder kaum schmaler (Abb. 64) . . . . . *separata* Rond.

– Bereifung gelblich. Der seitliche schwarze Längsstreifen des Thorax hinter der Naht wird nach hinten viel schmaler und erlischt meist weit vor der letzten dc (wie in Abb. 63) 6

6 Keine oe (♂) 7

– 2 oe . . . . . ♀ von *excisa* Fall, *lena* Richt. und *pilosa* Bar.
(Die ♀ dieser 3 Arten sind zur Zeit noch nicht trennbar.)

7 Surstyli vorn distal abgeschrägt, in ihrer vorderen Hälfte deutlich behaart; die Cerci überragen die Surstyli wenigstens um die Breite der Surstyli (Abb. 242) . . . *lena* Richt.

– Surstyli distal abgerundet. Die Cerci überragen die Surstyli um weniger als die Breite der Surstyli (Abb. 240, 241) 8

8 Surstyli sehr fein und unscheinbar behaart (Abb. 241) . . . . . *excisa* Fall.

– Surstyli in ihrem distalen 1/3 lang und stark behaart (Abb. 240) . . . . . *pilosa* Bar.

Erycia

1 Basicosta ganz gelb. ♂: Stirn 1,15–1,26mal so breit wie ein Auge; ve mindestens halb so lang wie die vi; Abdomen bis hinten gleichmäßig bereift. ♀: 5. Tergit 1,75–2,0mal so lang wie Tergit 4 . . . . . *furibunda* Zett.

– Basicosta ganz schwarzbraun oder wenigstens am Vorder- und Außenrand schwarz. ♂: Stirn höchstens 1,1mal so breit wie ein Auge; ve nicht oder kaum von den Postokularzilien differenziert; Tergite mit schwarzen Hinterrandbinden, die oft aber nur sehr schmal sind. ♀: 5. Tergit 1,10–1,78mal so lang wie Tergit 4 2

2 Keine oe (♂) 3

– 2 oe (♀) 5

3 Ventralseite des Abdomens unbereift, glänzend schwarz. Die Bereifung bedeckt an den Seiten von Tergit 4 nur 1/3 – 2/3 der Segmentlänge, an den Seiten von Tergit 5 nur 1/3 – 1/2 der Segmentlänge). – Basicosta ganz schwarzbraun. Stirn 1,0–1,1mal so breit wie ein Auge. Tergit 4 ohne Diskalborsten . . . . . *fasciata* Vill.

– Ventralseite des Abdomens am Vorderrand der Tergite bereift. Die Bereifung bedeckt an den Seiten der Tergite 4 und 5 wenigstens 4/5 der Segmentlänge 4

4 Stirn 0,75 – 0,92mal so breit wie ein Auge. Basicosta ganz schwarzbraun. Tergit 4 mit 1–2 unregelmäßigen Diskalborsten. Tergit 3 oft mit mehr als 4 Marginalborsten . . . . . *fatua* Meig.

– Stirn 0,89–1,07mal so breit wie ein Auge. Basicosta am Hinterrand gelb, sehr selten ganz schwarzbraun. Tergit 4 ohne Diskalborsten. Tergit 3 mit 2–4 Marginalborsten . . . . . *festinans* Meig.
(Spätere Untersuchungen müssen zeigen, ob es sich bei *fatua* und *festinans* um eigene Arten oder nur um Formen einer einzigen Art handelt.)

5 Tergite 3 und 4 mit deutlichen schwarzen Hinterrandbinden. 5. Tergit 1,1–1,2mal so lang wie Tergit 4 . . . . . *fasciata* Vill.

– Abdomen gleichmäßig bereift. 5. Tergit 1,50–1,78mal so lang wie Tergit 4 6

6 Basicosta ganz schwarzbraun. Stirn 1,06–1,23mal so breit wie ein Auge. Behaarung von Tergit 4 vorn und an den Seiten aufgerichtet, oft 1–2 Diskalborsten vorhanden . . . . . ***fatua*** Meig.

– Basicosta vorn und außen dunkel, hinten gelb gefärbt. Stirn 1,20–1,33mal so breit wie ein Auge. Behaarung von Tergit 4 überall gleichmäßig anliegend, ohne Diskalborsten . . . . . ***festinans*** Meig.

Eumea

1 Gesichtleisten (von der Seite gesehen) konvex beim ♂ (Abb. 16), gerade beim ♀. Gesicht deutlich länger als die Stirn beim ♂, etwa so lang beim ♀. Unter den Stirnborsten nur 2–4 Härchen. Behaarung der Parafrontalia im vorderen 1/3 viel spärlicher und kürzer als im hinteren 1/3. 3. Fühlerglied beim ♂ 4,3–5,5mal so lang wie das zweite, an seiner Basis stark vorspringend, beim ♀ 2,9–3,7mal so lang wie das zweite . . . . . ***linearicornis*** Zett.

– Gesichtsleisten gerade beim ♂, schwach konkav beim ♀. Gesicht etwa so lang wie die Stirn beim ♂, etwas kürzer beim ♀. Härchen unter den Stirnborsten zahlreicher, oft bis fast zur Mitte der Wangen herabreichend. Behaarung der Parafrontalia vorn annähernd ebenso dicht und lang wie hinten. 3. Fühlerglied beim ♂ 3,0–3,9mal so lang wie das zweite, an seiner Basis nicht vorspringend, beim ♀ 2,1–2,9mal so lang wie das zweite . . . . . ***mitis*** Meig.

Myxexoristops

1 Stirn 0,93–1,10mal so breit wie ein Auge beim ♂, 1,0–1,2mal beim ♀. – Taster, Tibien und Abdomen (von der Bereifung abgesehen) schwarz. Scutellum fast ganz schwarz, nur um den Bereich der Subapikalborsten etwas aufgehellt. Mitteltibia mit 2 (- 3) ad . . . . . ***hertingi*** Mesn.

– Stirn höchstens 0,85mal so breit wie ein Auge beim ♂, in der Regel schmaler als ein Auge beim ♀ (wenn breiter, dann ist das Abdomen an den Seiten teilweise gelb und das Scutellum am Hinterrand ± breit rotgelb aufgehellt) 2

2 Keine oe (♂) 3

– 2 oe (♀) 7

3 3. Fühlerglied 5,0–6,5mal so lang wie das zweite, 3,0–5,5mal so breit wie die Wangen an ihrer schmalsten Stelle. Gesicht deutlich länger als die Stirn. Tergite 4 und 5 auf 1/2 – 2/3 ihrer Länge bereift. – Seitliche Längsstreifen des Thorax vor der Naht unscharf begrenzt, weiter nach vorn reichend als bis zur starken Posthumeralborste (wie in Abb. 60). Taster gelb bis braun . . . . . ***bicolor*** Vill.

– 3. Fühlerglied 3,0–4,5mal so lang wie das zweite, 1,5–2,8mal so breit wie die Wangen an ihrer schmalsten Stelle. Gesicht etwa so lang wie die Stirn. Tergite 4 und 5 auf wenigstens 2/3 ihrer Länge bereift 4

4 Tibien gelb oder braungelb, im basalen 1/3 ihrer Ventralseite schwarz. Mitteltibia mit 2 ad. 3. Fühlerglied 3,5–4,5mal so lang wie das zweite . . . . . ***bonsdorffi*** Zett.

– Tibien schwarz oder gleichmäßig dunkelbraun. Mitteltibia mit 1 ad (selten 2). 3. Fühlerglied 3–4mal so lang wie das zweite 5

5 Seitliche Längsstreifen des Thorax vor der Naht unscharf begrenzt, weiter nach vorn reichend als bis zur starken äußeren Posthumeralborste (wie in Abb. 60). Bereifung grau. Scutellum ganz schwarz . . . . . ***blondeli*** R.D.

– Seitliche Längsstreifen des Thorax vor der Naht scharf begrenzt und keilförmig neben der Posthumeralborste endend (wie in Abb. 59). Bereifung gelblichgrau bis gelb. Scutellum wenigstens an seiner Spitze etwas gelb oder rötlich 6

6 Tergit 3 nur auf 2/3 (selten bis 4/5) seiner Länge bereift. Scutellum am Hinterrand bis zu den Basalborsten breit gelb gefärbt. Tergit 3 an den Seiten meist etwas aufgehellt. Die Haare über der Vibrisse steigen nur auf 1/5 – 1/3 der Gesichtsleisten auf . . ***abietis*** Hert.

– Tergit 3 auf etwa 4/5 seiner Länge bereift. Scutellum nur an seiner Spitze etwas rötlich oder gelb gefärbt. Abdomen ohne helle Seitenflecke. Die Haare über der Vibrisse steigen auf 1/3 – 2/5 der Gesichtsleisten auf . . . . . ***stolida*** Stein

7 Abdomen an den Seiten und ventral ± gelb, wenigstens aber ein kleiner rötlicher Fleck an den Seiten von Tergit 3 vorhanden. Tibien meist braungelb aufgehellt 8
– Abdomen (abgesehen von der Bereifung) ganz schwarz. Tibien schwarz 10
8 Hüften und Trochanteren (unter der Bereifung) gelb. 1 und 2. Fühlerglied teilweise aufgehellt. Ventralseite des Abdomens ganz gelb. Gelbfärbung an den Seiten des Abdomens von oben gesehen sehr auffallend. 3. Fühlerglied etwa 3,5mal so lang wie das zweite. Vorderkrallen etwas kürzer als das halbe letzte Tarsenglied. Taster gelb. – Mitteltibia mit 1 ad . . . . . ***bicolor*** Vill.
– Hüften, Trochanteren sowie 1. und 2. Fühlerglied schwarz. Ventralseite des Abdomens in verschiedenem Umfang gelb, wenigstens aber Tergit 5 und meist auch ein ventraler Mittellängsstreifen schwarz. Gelbfärbung an den Seiten des Abdomens von oben gesehen wenig deutlich. 3. Fühlerglied 2,5–3mal so lang wie das zweite (Abb. 13). Vorderkrallen wenigstens so lang wie das halbe letzte Tarsenglied. Taster braungelb bis schwarz 9
9 Tergite 3–5 auf 5/6 – 7/8 ihrer Länge bereift. Mitteltibia mit 2 (- 3) ad. Tibien gelb oder braungelb, im basalen 1/3 ihrer Ventralseite schwarz . . . . . ***bonsdorffi*** Zett.
– Tergite 3–5 auf 2/3 – 3/4 ihrer Länge bereift. Mitteltibia in der Regel nur mit 1 ad. Tibien schwarz oder gleichmäßig braun . . . . . ***abietis*** Hert.
10 Seitliche Längsstreifen des Thorax vor der Naht unscharf begrenzt, weiter nach vorn reichend als bis zur starken äußeren Posthumeralborste (wie in Abb. 60). Bereifung grau. Behaarung von Tergit 4 grob und ± aufgerichtet, Diskalborsten meist nicht nur mediodorsal, sondern auch weiter seitlich entwickelt . . . . . ***blondeli*** R.D.
– Seitliche Längsstreifen des Thorax vor der Naht scharf begrenzt und keilförmig neben der Posthumeralborste endend (wie in Abb. 59). Bereifung gelblich bis goldgelb. Tergit 4 nur mediodorsal mit Diskalborsten und aufgerichteter Behaarung, seitlich davon ist die Behaarung mehr anliegend . . . . . ***stolida*** Stein.

Zenillia

1 ♂: Cerci apikal nicht oder kaum verbreitert, Surstyli schmal; Aedeagus am Ende stark verengt und mit nur wenigen Dörnchen besetzt (Abb. 235); Stirn 0,65 – 0,82mal so breit wie ein Auge; 3. Fühlerglied 3,1–4,8mal so lang wie das zweite. ♀: 3. Fühlerglied 3,0–3,8mal so lang wie das zweite . . . . . ***libatrix*** Panz.
– ♂: Cerci apikal stark verbreitert, Surstyli breit; Aedeagus am Ende breit und mit zahlreichen Dörnchen besetzt (Abb. 234); Stirn 0,78 – 0,89mal so breit wie ein Auge; 3. Fühlerglied 5,5–6,9mal so lang wie das zweite. ♀: 3. Fühlerglied 3,5–4,5mal so lang wie das zweite . . . . . ***dolosa*** Meig.
(Eine sichere Unterscheidung dieser beiden Arten ist bis jetzt nur aufgrund der Genitalien beim ♂ möglich.)

Pales

1 5. Tergit 0,65 – 0,70mal so lang wie das vierte. Stirn beim ♂ 0,40 – 0,46mal, beim ♀ 0,70 – 0,76mal so breit wie ein Auge. 3. Fühlerglied bei beiden Geschlechtern 2,0–2,6mal so lang wie das zweite. Abdomen blauschwarz glänzend, kaum bereift. Tibien schwarz oder nur sehr schwach aufgehellt . . . . . ***peregrina*** Hert.
– 5. Tergit 0,85–1,00mal so lang wie das vierte. Stirn beim ♂ wenigstens 0,65mal, beim ♀ wenigstens 0,82mal so breit wie ein Auge. 3. Fühlerglied beim ♂ wenigstens 3,0mal, beim ♀ wenigstens 2,4mal so lang wie das zweite. Abdomen stärker bereift. Tibien gelb oder braun 2
2 Gesicht bei beiden Geschlechtern 1,08–1,25mal so lang wie die Stirn. 3. Fühlerglied beim ♂ 3,5–4,6mal, beim ♀ 2,5–3,0mal so lang wie das zweite. Stirn beim ♂ 0,72 – 0,84mal, beim ♀ 0,88–1,00mal so breit wie ein Auge. Körper schwächer bereift, ziemlich glänzend. Körperlänge 5–10 mm (selten 11 mm). ♂: Basis der Surstyli (von hinten gesehen) schmal (Abb. 271), Cerci (von der Seite gesehen) am Ende ein wenig nach oben gebogen (Abb. 269). – Hinterstigmen des Puparium mit 4 Schlitzen . . . ***pavida*** Meig.
– Gesicht beim ♂ 0,97–1,07mal, beim ♀ 0,95–1,02mal so lang wie die Stirn. 3. Fühlerglied beim ♂ 3,0–3,7mal, beim ♀ 2,4–2,8mal so lang wie das zweite. Stirn beim ♂ 0,65

– 0,75mal, beim ♀ 0,82 – 0,94mal so breit wie ein Auge. Körper etwas dichter und gleichmäßiger bereift, weniger glänzend. Körperlänge 10–12 mm (selten nur 8 oder 9 mm). ♂: Basis der Surstyli (von hinten gesehen) breit (Abb. 272), Cerci (von der Seite gesehen) an der Spitze nicht nach oben gebogen (Abb. 270). – Hinterstigmen des Pupariums mit 3 Schlitzen . . . . . ***processioneae*** Ratz.

Cyzenis

1 Tergite bis zum Hinterrand mit veränderlicher Bereifung bedeckt. Stirn 1,20–1,62mal so breit wie ein Auge, beim ♂ mit 1 oe. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung 1,8–3,6mal so lang wie der Abstand der Beugung zum Flügelhinterrand. Tibien meist rötlichgelb aufgehellt, selten ganz schwarz. ♂: Behaarung der Tergite 3 und 4 anliegend . . . . . ***albicans*** Fall.

– Tergite nur auf 2/5 – 3/4 ihrer Länge mit kaum veränderlicher Bereifung bedeckt. Stirn beim ♂ 0,77–1,06mal, beim ♀ 0,98–1,16mal so breit wie ein Auge. Stirn beim ♂ ohne oe. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung 1,4–2,1mal so lang wie der Abstand der Beugung zum Flügelhinterrand. Tibien schwarz. ♂: Behaarung der Tergite 3 und 4 weitgehend aufgerichtet (besonders in der Mitte und am Hinterrand von Tergit 4) . . . . . ***jucunda*** Meig.

Bothria

1 Tergite auf 1/3 – 3/4 ihrer Länge mit kaum veränderlicher weißlicher Bereifung bedeckt. Stirn beim ♂ 1,04–1,30mal, beim ♀ 1,15–1,54mal so breit wie ein Auge. Gesicht so tief ausgehöhlt, daß das 3. Fühlerglied darin vollständig verborgen werden kann. 3. Fühlerglied beim ♂ 4,4–6,1mal, beim ♀ 3,8–4,7mal so lang wie das zweite. Gesichtsleisten (von der Seite gesehen) in ihrem oberen Drittel konvex. Körperlänge 10–13 mm . ***frontosa*** Meig.

– Tergite bis zum Hinterrand mit veränderlicher Bereifung bedeckt. Stirn beim ♂ 0,55 – 0,68mal, beim ♀ 0,82–1,05 mal so breit wie ein Auge. Gesicht weniger tief ausgehöhlt, das 3. Fühlerglied kann darin nur etwa bis zur Hälfte verborgen werden. 3. Fühlerglied beim ♂ 3,1–4,3mal, beim ♀ 2,7–3,3mal so lang wie das zweite. Gesichtsleisten in ihrem oberen Drittel gerade oder etwas konkav. Körperlänge 7–10 mm . . . . . ***subalpina*** Vill.

Erycilla

1 Femora schwarz. 2. Fühlerglied schwarz oder braun. ♂: Hinterrand der Surstyli winklig (Abb. 238). ♀: 3. Fühlerglied etwa 1,3mal so breit wie die Wangen an ihrer schmalsten Stelle . . . . . ***ferruginea*** Meig.

– Femora rötlichgelb. 2. Fühlerglied oft rötlich. ♂: Hinterrand der Surstyli ± gleichmäßig gebogen (Abb. 239). ♀: 3. Fühlerglied etwa so breit wie die Wangen an ihrer schmalsten Stelle . . . . . ***rufipes*** B.B.

Allophorocera

Die Unterscheidung der folgenden 2 Arten ist bisher nur aufgrund der Genitalien beim ♂ möglich. Die weiteren bei Wood (1974) genannten trennenden Merkmale (Färbung der Taster, Längsstreifen des Thorax) sind nach dem Studium einer großen Serie von *A. pachystyla* aus den Alpen offenbar nicht stabil.

1 Surstyli ± gleichmäßig gebogen . . . . . ***pachystyla*** Macq.

– Surstyli im hinteren 1/3 winklig (siehe Abb. 3 und 4 in der oben genannten Arbeit) . . . . . ***lapponica*** Wood.

Elodia

1 Abdomen glänzend schwarz, ohne Streifen von Bereifung. Scutellum mit (manchmal nur sehr feinen) Apikalborsten. 2 + 3 dc. 2. Aristaglied länger als sein Durchmesser.

3. Fühlerglied beim ♂ etwa 4mal so lang wie das zweite . . . . . ***morio*** Fall.
– Tergite 3–5 mit einem schmalen Bereifungsband am Vorderrand. Scutellum ohne Apikalborsten. 3 + 4 (manchmal 3 + 3) dc. 2. Aristaglied höchstens so lang wie sein Durchmesser. 3. Fühlerglied beim ♂ 5–6mal so lang wie das zweite . . . ***ambulatoria*** Meig.

Blepharipa

1 Tergit 3 immer, Tergit 2 meist mit Marginalborsten. Die Bereifung der Tergite 3 und 4 bedeckt die gesamte Segmentlänge (bei Betrachtung von schräg hinten). ♂: Stirn 0,65 – 0,76mal so breit wie ein Auge . . . . . ***pratensis*** Meig.
– Tergite 2 und 3 ohne Marginalborsten. Die Bereifung der Tergite 3 und 4 reicht nur bis zu 2/3 – 4/5 der Segmentlänge. ♂: Stirn 0,54 – 0,64mal so breit wie ein Auge . . . . . ***schineri*** Mesn.

Masicera

1 ♂: Gleichzeitig 1 oe vorhanden und Abdomen ohne Sturmia-Fleck; Stirn 1,04–1,26mal so breit wie ein Auge. ♀: 3. Fühlerglied am Vorderrand etwas konkav (Abb. 41); die Bereifung von Tergit 4 reicht nur bis 2/3 – 3/4 der Segmentlänge nach hinten; Stirn 1,15–1,28mal so breit wie ein Auge; Prosternum an jeder Seite mit 0–5 Haaren . . . . . ***silvatica*** Fall.
– ♂ entweder mit 2 oe oder mit Sturmia-Fleck. ♀: 3. Fühlerglied am Vorderrand nicht konkav; die Bereifung von Tergit 4 reicht weiter nach hinten **2**
2 ♂: 2 oe; Abdomen ohne Sturmia-Fleck; Stirn 1,45–1,71mal so breit wie ein Auge. ♀: Prosternum an jeder Seite mit 6–12 Haaren (Abb. 68); 3. Fühlerglied 3–3,4mal so lang wie das zweite; Stirn 1,38–1,64mal so breit wie ein Auge . . . . . ***sphingivora*** R.D.
– ♂: 1 oe; Abdomen mit Sturmia-Fleck; Stirn 1,08–1,19mal so breit wie ein Auge. ♀: Prosternum nackt (Abb. 67), selten mit einem Haar; 3. Fühlerglied 2,6–3mal so lang wie das zweite; Stirn 1,18–1,25mal so breit wie ein Auge . . . . . ***pavoniae*** R.D.

Gaedia

1 Wangen an ihrer schmalsten Stelle höchstens so breit wie das 3. Fühlerglied, unten (real) etwa halb so breit wie auf der Höhe der Fühlerbasis. Längste Wangenborsten fast so stark wie die Borsten über der Vibrisse. Taster oft verdunkelt. ♂: Stirn 0,80 – 0,91mal so breit wie ein Auge; Abdominalbehaarung in der Mitte aufgerichtet; Tergite 3 und 4 in der Regel mit zerstreuten Diskalborsten . . . . . ***connexa*** Meig.
– Wangen an ihrer schmalsten Stelle etwa 2mal so breit wie das 3. Fühlerglied, unten viel weniger stark verengt. Wangenbehaarung viel schwächer als die Borsten über der Vibrisse. Taster immer gelb. ♂: Stirn 0,97–1,13mal so breit wie ein Auge; Abdominalbehaarung halb anliegend; höchstens wenige Haare in der Mitte des Abdomens aufgerichtet, selten 1–2 Diskalborsten auf Tergit 4 . . . . . ***distincta*** Egg.

Gonia

1 Tergit 5 (von *hinten* gesehen) praktisch unbereift, höchstens mit einer sehr feinen Bereifungslinie am dorsalen Vorderrand. Dorsale Behaarung von Tergit 5 vor den Marginalborsten dicht, die Haare etwa so lang wie 2/5 – 3/5 der Marginalborsten. Kopf unbereift (beim ♂ der sehr seltenen *G. foersteri* mit sehr leichter weißer Bereifung, die nur bei bestimmtem Lichteinfall sichtbar wird) **2**
– Tergit 5 am Vorderrand mit einer Bereifungsbinde, die ± weit auf die Ventralseite fortgesetzt ist. Dorsale Behaarung von Tergit 5 vor den Marginalborsten spärlich, die Haare etwa so lang wie 1/6 – 1/3 der Marginalborsten. Kopf weiß oder gelblich bereift **3**
2 Wangen an ihrer schmalsten Stelle schmaler als der kleine Augendurchmesser. Abdomen an den Seiten ± breit rot. Körperlänge 8,5–12 mm . . . . . ***divisa*** Meig.
– Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie der kleine Augendurchmesser (♂) oder breiter (♀). Abdomen ganz schwarz. Körperlänge 12–14 mm . . . . . ***foersteri*** Meig.
3 Abdomen gelblichrot mit einem schmalen schwarzen Mittellängsstreifen, der nach hinten zu schmaler wird und auf Tergit 5 spitz ausläuft. Abdominalbehaarung beim ♂

im Bereich des schwarzen Streifens aufgerichtet, beim ♀ mit unregelmäßigen Diskalborsten oder zumindest vereinzelten aufgerichteten Haaren . . . . . ***vacua*** Meig.

– Abdomen mit einem schwarzen Mittellängsstreifen, der nach hinten breiter wird oder das Abdomen ganz schwarz. Abdominalbehaarung beim ♂ ± aufgerichtet oder anliegend, beim ♀ anliegend, stets ohne Diskalborsten **4**

4 Bereifung von Kopf und Abdomen gelblich. Mittlere dorsale schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht schmal, so breit wie 1/8 – 1/3 des trennenden Zwischenraumes (wie in Abb. 59, 60). Schwarzer Mittellängsstreifen des Abdomens auf Tergit 3 höchstens so breit wie der Abstand der beiden mittleren Marginalborsten. Börstchen am Vorderrand der Wangen viel stärker und länger als die übrigen Wangenbörstchen (2–3mal so lang). Marginalborsten von Tergit 5 kürzer als das Segment. Flugzeit im Hochsommer . . . . . ***capitata*** DeG.

– Bereifung von Kopf und Abdomen weiß. Mittlere dorsale schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht so breit wie 1/3 – 1/1 des trennenden Zwischenraumes (wie in Abb. 61). Schwarzer Mittellängsstreifen des Abdomens breiter oder das Abdomen ganz schwarz. Vordere Wangenborsten 1–2mal so lang wie die längsten der übrigen Wangenbörstchen (Abb. 11). Marginalborsten von Tergit 5 wenigstens so lang wie das Segment. Flugzeit im Frühjahr **5**

5 Wangen an ihrer schmalsten Stelle 0,74 – 0,98mal so breit wie das Gesicht (einschließlich Gesichtsleisten an seiner breitesten Stelle gemessen) beim ♂, 0,90–1,16mal beim ♀. Tergit 5 an den Seiten auf 1/2 – 4/5 seiner Länge bereift. – Abdomen an den Seiten ± breit rotgelb (wenigstens ventral). ♂: Behaarung der Tergite 3 und 4 etwas aufgerichtet; Postokularzilien fein, die oberen mit ihrer Spitze nach vorn gebogen (Abb. 55). ♀: ad-Kamm der Hintertibia unregelmäßig mit mehreren Zwischenborsten . . . ***ornata*** Meig.

– Wangen an ihrer schmalsten Stelle 0,52 – 0,72mal so breit wie das Gesicht beim ♂, 0,65 – 0,86mal beim ♀. Tergit 5 an den Seiten auf 1/4 – 2/5 seiner Länge bereift **6**

6 Abdomen schwarz (sehr selten an den Seiten etwas rötlich). Behaarung der Tergite 3 und 4 beim ♂ dorsal aufgerichtet, beim ♀ ± anliegend. ad-Kamm der Hintertibia beim ♀ unregelmäßig mit 2–3 Zwischenborsten. Postokularzilien beim ♂ fein, an ihrer Spitze nach vorn gebogen (wie in Abb. 55) . . . . . ***picea*** R.D.

– Abdomen rotgelb mit einem schwarzen Mittellängsstreifen, der nach hinten verbreitert ist und Tergit 5 ganz einnimmt. Behaarung der Tergite 3 und 4 bei beiden Geschlechtern anliegend. ad-Kamm der Hintertibia beim ♀ regelmäßig mit 1 Zwischenborste (Abb. 162). Postokularzilien beim ♂ stark, kaum gebogen (Abb. 11) . . . ***distinguenda*** Hert.

Onychogonia

1 Stirn (senkrecht von oben betrachtet) unbereift und wachsglänzend, die Obergrenze der Gesichtsbereifung verläuft von der Fühlerbasis schräg gegen die vordere oe. Arista fast so lang wie das 3. Fühlerglied. Scutellum meist mit 2 Paar Lateralborsten. Abdominalsegmente mit breiten Binden weißlicher Bereifung. ♂: Vorderkrallen so lang wie das letzte Tarsenglied . . . . . ***flaviceps*** Zett.

– Parafrontalia in ihrer vorderen Hälfte oder weiter bereift. Arista kürzer als das 3. Fühlerglied. Scutellum nur mit 1 Paar Lateralborsten. Bereifung des Abdomens schwächer oder völlig fehlend. ♂: Vorderkrallen etwas länger als das letzte Tarsenglied **2**

2 Abdomen mit deutlicher, wenn auch schwacher Bereifung. ♂: Einschnitt von Sternit 5 vor der Mitte verengt (Abb. 230); Cerci abgeflacht, in ihren basalen 3/5 verwachsen, von der Seite gesehen schlank mit etwas nach vorn gebogener Spitze (Abb. 245). ♀: Tergite 4 und 5 mit aufgerichteter Behaarung, die längsten Haare so lang wie 1/2 – 3/4 der Borsten des entsprechenden Segments . . . . . ***cervini*** Bigot

– Abdomen unbereift, stark glänzend. ♂: Einschnitt von Sternit 5 erst hinten verengt (Abb. 229); Cerci nur in ihren basalen 2/5 verwachsen und hier stark kielförmig erhoben, von der Seite gesehen breit und die Spitze nicht nach vorn gebogen (Abb. 244). ♀: Behaarung des ganzen Abdomens sehr kurz und angedrückt . . . . . ***suggesta*** Pand.

Pseudogonia

1 Wangenborsten viel schwächer als die Stirnborsten. 2. Glied der Arista 0,2 – 0,5mal so lang wie das 3. Glied. Scutellum mit 2 schwachen divergenten (selten gekreuzten) Apikalborsten. Grundfarbe der Stirn schwarz oder tief dunkelrot. ♂ mit 2 oe . . . . . *parisiaca* R.D.

– Die stärksten Wangenborsten (unten vorn) so stark wie die Stirnborsten. 2. Glied der Arista 0,6–1,1mal so lang wie das 3. Glied. Scutellum ohne Apikalborsten. Grundfarbe der Stirn gelb oder rötlichgelb. ♂ ohne oe . . . . . *rufifrons* Wied.

Spallanzania

1 Wangen ziemlich gleichmäßig behaart; die Haare sind nicht oder kaum stärker als die Haare der Parafrontalia direkt neben dem Augenrand. Gesicht so tief ausgehöhlt, daß die Fühler wenigstens zur Hälfte darin verborgen werden können. ♂: Stirn 1,35–1,70mal so breit wie ein Auge; neben den Stirnborsten mehr als eine Reihe unregelmäßiger Borsten. ♀: Stirn 1,8–2,0mal so breit wie ein Auge . . . . . *hebes* Fall.

– Wangen mit ungleichen Haaren und Börstchen; die gröbsten Wangenbörstchen sind wesentlich stärker und länger als die Haare der Parafrontalia direkt neben dem Augenrand. Gesicht nicht oder kaum ausgehöhlt. ♂: Stirn 0,90–1,25mal so breit wie ein Auge; nur eine Reihe Borsten neben den Stirnborsten. ♀: Stirn 1,2–1,7mal so breit wie ein Auge 2

2 Tergite 3 und 4 ventral (von hinten gesehen) auf 2/5 – 4/5 ihrer Länge bereift. Dorsale schwarze Zonen der Tergite 3 und 4 bei unterschiedlichem Blickwinkel sehr veränderlich, nicht ausgesprochen viereckig; ebenso veränderlich ist die leichte Bereifung von Tergit 5, die bei bestimmtem Lichteinfall schwarze Flecken zeigt . . *multisetosa* Rond.

– Tergite 3 und 4 ventral nur in Form eines schmalen Streifens am Vorderrand bereift, dorsal mit je 2 großen viereckigen schwarzen Flecken, die wenig veränderlich sind. Tergit 5 dicht bereift, nur um die Basis der Borsten glänzend schwarz . . . . . *quadrimaculata* Hert.

4.2. Subfamilie Tachininae

Tachina

1 Thorax mit langer, wenigstens an den Seiten gelblicher oder weißlicher Behaarung. Habitus bienen- oder hummelartig 2

– Thorax nur mit der normalen kurzen schwarzen Behaarung 4

2 Tergit 5 ohne Bereifung am dorsalen Vorderrand (an den Seiten manchmal vorhanden). Apikalborsten des Scutellums meist stark, gekreuzt. 1 st (selten 0 oder 2). ♂: Stirn 0,50 – 0,69mal so breit wie ein Auge; 3. Fühlerglied 2–3mal so breit wie das zweite (jeweils in der Mitte gemessen). ♀: Dorsale Behaarung von Tergit 5 so lang wie 1/3 – 1/2 der Diskalborsten . . . . . *lurida* F.

– Tergit 5 am Vorderrand fast immer mit einem schmalen Bereifungsband. Gekreuzte Apikalborsten in der Regel fehlend, wenn vorhanden, dann ± haarförmig. In der Regel 2 oder 3 st. ♂: Stirn 0,24 – 0,43mal so breit wie ein Auge; 3. Fühlerglied 1,2–1,8mal so breit wie das zweite. ♀: Dorsale Behaarung von Tergit 5 so lang wie 2/3 – 5/6 der Diskalborsten 3

3 Dorsale Behaarung des Thorax blaßgelb oder weißlich. Marginalborsten von Tergit 4 in der Regel kürzer als das Segment. ♂: Rötlicher Seitenfleck des Abdomens kaum entwickelt; er endet in der Regel am Hinterrand von Tergit 4 oder fehlt manchmal ganz. – Körperlänge 9–16 mm . . . . . *ursina* Meig.

– Dorsale Behaarung des Thorax ganz oder überwiegend schwarz. Marginalborsten von Tergit 4 länger als das Segment. ♂: Rötlicher Seitenfleck des Abdomens ausgedehnter; er bezieht Tergit 5 mit ein. – Körperlänge 7–11 mm . . . . . *nigrohirta* Stein

(Es nicht noch nicht restlos geklärt, ob sich bei dieser Form um eine eigenständige Art oder nur um eine Variabilität von *ursina* handelt.)

4 Calyptrae schwärzlich. Tiefschwarze unbereifte Art mit gelbem Kopf. Körperlänge 15–18 mm . . . . . ***grossa*** L.
– Calyptrae weiß oder gelblich. Färbung anders. Körperlänge 9–14 mm 5
5 Tergit 2 ventral mit heller Behaarung. 1. Glied der Arista meist etwa so lang wie das zweite (oder wenigstens halb so lang). 2 ia hinter der Naht (Abb. 86) . . ***praeceps*** Meig.
– Tergit 2 ventral schwarz behaart. 1. Glied der Arista so lang wie 1/5 – 1/3 (selten 1/2) des zweiten. Meist 3 ia hinter der Naht 6
6 Stirn beim ♂ 0,68–1,08mal, beim ♀ 0,94–1,28mal so breit wie ein Auge. Vordertarsus gelb, selten braun. Der schwarze Mittellängsstreifen des Abdomens endet auf Tergit 5 fast immer zugespitzt. ♂: Vorderkrallen fast so lang wie die letzten 2 Tarsenglieder zusammen (Abb. 146); Stirn in der Regel ohne oe, selten 1 oe vorhanden . . . . ***fera*** L.
– Stirn beim ♂ 1,10–1,39mal, beim ♀ 1,27–1,55mal so breit wie ein Auge. Vordertarsus braun oder schwarz. ♂: Vorderkrallen deutlich kürzer als die 2 letzten Tarsenglieder zusammen; Stirn mit 1 oder 2 oe 7
7 Der schwarze Mittellängsstreifen des Abdomens ist auf dem 5.Tergit nach hinten verbreitert, selten spitz endend. ♂: Vorderkrallen länger als das letzte Tarsenglied. ♀: 4. Glied des Vordertarsus deutlich breiter als lang . . . . . ***magnicornis*** Zett.
– Der schwarze Mittellängsstreifen des Abdomens endet spitz auf dem 5. Tergit. ♂: Vorderkrallen höchstens so lang wie das letzte Tarsenglied. ♀: 4. Glied des Vordertarsus höchstens so breit wie lang . . . . . ***nupta*** Rond.
(Unter Berücksichtigung der großen Variationsbreite hinsichtlich Abdominalzeichnung und Vorderkrallenlänge bei *magnicornis* ist nicht ausgeschlossen, daß es sich bei *nupta* um keine eigenständige Art, sondern nur um eine Form von *magnicornis* handeln könnte.)

Nowickia

1 Tergit 2 mit 2–6 dorsalen Marginalborsten. – Taster an ihrer breitesten Stelle 0,3 – 0,5mal so breit wie das Haustellum. Nackte Fläche ventrolateral zwischen Tergit 1 und Tergit 2 schwarz 2
– Tergit 2 ohne dorsale Marginalborsten 3
2 3. Fühlerglied 0,6 – 0,8mal so lang wie das zweite, kaum breiter als dieses an seinem distalen Ende. Epaulette schwarz, Basicosta gelb bis braun . . . . . ***marklini*** Zett.
– 3. Fühlerglied 0,9–1,0mal so lang wie das zweite, 1,5–2mal so breit wie dieses an seinem distalen Ende. Epaulette und Basicosta einheitlich schwarz oder schwarzbraun . . . . . ***alpina*** Zett.
3 Taster an ihrer breitesten Stelle 0,7–1,4mal so breit wie das Haustellum (Abb. 34). Arista 0,9–1,0mal so lang wie der Fühler. Wangen an ihrer schmalsten Stelle schmaler als das halbe Peristom oder höchstens gleichbreit. Nackte Fläche ventrolateral zwischen Tergit 1 und Tergit 2 schwarz oder dunkelbraun. Stirn beim ♂ 0,68 – 0,95mal so breit wie ein Auge. Surstyli breit (Abb. 257–259) 4
– Taster an ihrer breitesten Stelle 0,3 – 0,5mal so breit wie das Haustellum. Arista 0,6 – 0,9mal so lang wie der Fühler. Wangen an ihrer schmalsten Stelle breiter als das halbe Peristom. Nackte Fläche ventrolateral zwischen Tergit 1 und Tergit 2 gelb. Stirn beim ♂ 0,90–1,27mal so breit wie ein Auge. Surstyli schmal (Abb. 255, 256) 6
4 Basale Hälfte der Taster braun oder schwärzlich, die verdickte distale Hälfte dagegen gelb. ♂: Syncercus abgeflacht, in seiner dorsalen Mitte etwas konkav (Abb. 259); Tergit 5 ventral jederseits mit einer wenig dichten Borstengruppe, die keine Bürste bildet; Segment 7+8 nur behaart. ♀: Die hellen Seitenflecken am Vorderrand des ansonsten schwarzen Tergites 5 bedecken 5–30 % der dorsalen Fläche . . . . . ***ferox*** Panz.
– Taster einheitlich braun bis schwarz gefärbt. ♂: Syncercus stark emporgewölbt und an den Seiten komprimiert (Abb. 257, 258); die zahlreichen geraden Borsten auf der Ventralseite von Tergit 5 bilden eine deutliche Bürste; Segment 7+8 wenigstens an den Seiten mit Borsten. ♀: Die hellen Seitenflecken am Vorderrand von Tergit 5 bedecken 30–60 % der dorsalen Fläche 5
5 ♂: Syncercus fast so hoch wie lang (Abb. 257); Behaarung von Sternit 5 länger als die Bürste von Tergit 5; Behaarung von Sternit 3 borstenartig, viel stärker als die ventrale Behaarung von Tergit 3 . . . . . ***atripalpis*** R.D.
– ♂: Syncercus etwa halb so hoch wie lang (Abb. 258); Behaarung von Sternit 5 höchstens

so lang wie die Bürste von Tergit 5, meist kürzer; Behaarung von Sternit 3 etwa so lang und stark wie die ventrale Behaarung von Tergit 3 . . . . . ***reducta*** Mesn.

6 Wangen und Peristom überwiegend weiß behaart. 2. Fühlerglied teilweise aufgehellt, wenigstens am dorsalen Vorderrand etwas rötlich. ♂: Syncercus stark emporgewölbt, seine Seitenflächen etwas konkav (Abb. 256). ♀: 4. Glied des Vordertarsus so lang wie breit oder etwas länger . . . . . ***rondanii*** Giglio-Tos

– Wangen und Peristom schwarz behaart. 2. Fühlerglied ganz schwarz. ♂: Syncercus nicht auffallend emporgewölbt (Abb. 255). ♀: 4. Glied des Vordertarsus breiter als lang . . . . . ***strobeli*** Rond.

Peleteria

1 2. Fühlerglied gelb. Wangen an ihrer schmalsten Stelle 0,5–1,2mal so breit wie das 3. Fühlerglied (Abb. 22) 2

– 2. Fühlerglied schwarz. Wangen 1,5–2,5mal so breit wie das 3. Fühlerglied 4

2 Tergite 3 und 4 mit Diskalborsten . . . . . ***popeli*** Portsh.

– Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten 3

3 Peristom, Wangen und Ventralseite von Tergit 2 gelb behaart. Taster sehr kurz, höchstens 4mal so lang wie ihr Durchmesser (Abb. 22), manchmal ganz reduziert. Tergite bis an ihren Hinterrand mit veränderlicher Bereifung . . . . . ***varia*** F.

– Peristom, Wangen und Ventralseite von Tergit 2 schwarz behaart. Taster fadenförmig, etwa so lang wie die Fühler. Tergite nur in ihrer vorderen Hälfte mit sehr leichter, weißer Bereifung . . . . . ***ferina*** Zett.

4 Tergite ohne Bereifung oder nur mit einer Spur an ihrem Vorderrand. Abdomen ventral fast immer mit einem schwarzen Mittellängsstreifen. ♂: Loben von Sternit 5 dicht mit kurzen, starken Dörnchen besetzt . . . . . ***prompta*** Meig.

– Tergite etwa in ihre vorderen Hälfte deutlich bereift. Abdomen ventral ohne schwarzen Mittellängsstreifen. ♂: Loben von Sternit 5 ohne Dörnchen . . . . . ***rubescens*** R.D.

Germaria

1 Ocellarborsten aufgerichtet und etwas nach hinten gebogen. Humeralcallus schwarz. Tergit 5 auf 1/2 – 2/3 seiner Länge bereift. ♂ mit oe. – Körperlänge 10–13 mm . . . . . ***ruficeps*** Meig.

– Ocellarborsten nach vorn gerichtet. Humeralcallus außen gelblich. Tergit 5 auf höchstens 1/5 seiner Länge bereift. ♂ ohne oe. – Körperlänge 8–9 mm . . . ***angustata*** Zett.

Linnaemya

1 Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien mit einer regelmäßigen Reihe schwarzer Börstchen. m-cu gerade, steiler als die Spitzenquerader. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung länger als 1/2 von m-cu. – r_{4+5} wenigstens bis zur Mitte zwischen der Basis und r-m mit Börstchen . . . . . ***frater*** Rond.

– Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien ohne oder nur mit sehr wenigen schwarzen Börstchen. m-cu geschwungen, etwa parallel zur Spitzenquerader. Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung kürzer als 1/2 von m-cu 2

2 Basis des Abdomens (wenigstens Sternit 1) ventral mit heller Behaarung. 2. Fühlerglied auf seiner Innenseite mit einer ovalen Warze wie in Abb. 52 (außer bei der sehr seltenen *L. steini*) 3

– Ventrale Basis des Abdomens dunkel behaart. 2. Fühlerglied ohne eine solche Warze . 7

3 Pleuren mit gelblicher oder weißlicher Behaarung. r_{4+5} höchstens bis auf 2/5 der Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen. Taster sehr kurz, 1–4mal so lang wie ihr Durchmesser 4

– Pleuren schwarz behaart. r_{4+5} auf 2/5 – 4/5 der Strecke zwischen der Basis und r-m mit Börstchen. Taster nicht verkürzt, 7–10mal so lang wie ihr Durchmesser 5

4 Wangen nackt, auf halber Höhe 0,5–1,1mal so breit wie das 3. Fühlerglied. Femora gelb. ♂ ohne oe . . . . . ***vulpina*** Fall.

– Wangen mit sehr feiner heller Behaarung, auf halber Höhe 1,3–2mal so breit wie das 3. Fühlerglied. Femora schwarz oder dunkelrotbraun. ♂ mit oe . . . . . ***comta*** Fall.

5 Calyptrae lehmgelb. Tergit 3 in der Regel ohne Diskalborsten. ♂: Abdomen ohne helle Seitenflecken. – Körperlänge 7–8 mm . . . . . ***steini*** Jacentk.

– Calyptrae weißlich. Tergit 3 mit Diskalborsten. ♂: Abdomen mit ± deutlichen hellen Seitenflecken. – Körperlänge 9- 12 mm 6

6 Peristomalbehaarung fein (etwa wie die Behaarung der Mesopleuren), im unteren Bereich des Peristoms fast immer weißlich. Postabdomen und Hinterrand von Tergit 5 schwarz . . . . . ***tessellans*** R.D.

– Peristomalbehaarung deutlich gröber als die Behaarung der Mesopleuren, immer ganz schwarz. Postabdomen und Hinterrand von Tergit 5 rötlichgelb . . . ***impudica*** Rond.

7 Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien in der Obergrenze der weißen Behaarung jederseits mit 2–5 schwarzen Borsten, die etwa so lang und stark sind wie eine mittelgroße Postokularzilie (Abb. 53) 8

– Hinterkopf oben ohne Borsten, zuweilen aber mit 1–2 unregelmäßigen Reihen feiner schwarzer Haare direkt hinter den Postokularzilien 10

8 Hinterrand von Tergit 5 rot (wenigstens ein schmaler Saum). Diskalborsten der Tergite 3 und 4 so lang wie die entsprechenden Segmente oder etwas länger . . ***helvetica*** Hert.

– Tergit 5 schwarz. Diskalborsten der Tergite 3 und 4 etwas kürzer als die entsprechenden Segmente 9

9 Tergite 3 und 4 mit Laterodiskalborsten. Humeralcallus ganz schwarz. Tibien meist tiefschwarz. ♂: Schmaler apikaler Teil des Syncercus lang (Abb. 283) . . . . ***rossica*** Zimin

– Tergite 3 und 4 ohne Laterodiskalborsten. Humeralcallus um den Bereich der äußeren Humeralborste meist etwas aufgehellt. Tibien weitgehend gelb. ♂: Schmaler apikaler Teil des Syncercus kurz (Abb. 284) . . . . . ***haemorrhoidalis*** Fall.

10 Tergite 3 und 4 mit je 2 Paar Diskalborsten. Wangen breiter als das Haustellum. ♂: Syncercus sehr groß (Abb. 289). – Humeralcallus ± aufgehellt . . . . ***perinealis*** Pand.

– Tergite 3 und 4 mit je einem Paar Diskalborsten. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie das Haustellum oder schmaler 11

11 Humeralcallus ganz schwarz. Hinterrand von Tergit 5 schwarz 12

– Humeralcallus ± rötlich oder gelblich, wenigstens um den Bereich der äußeren Humeralborste. Hinterrand von Tergit 5 oft rötlich gesäumt 13

12 Stirnstreifen vor dem Ocellendreieck deutlich schmaler als an der Fühlerbasis. Haustellum 2–3mal so lang wie sein Durchmesser, kürzer als der kleine Augendurchmesser. Scutellum meist mit nur 1 Paar Lateralborsten. Tibien gelblich. ♂: ve von den Postokularzilien kaum verschieden; Vorderkrallen deutlich länger als das letzte Tarsenglied; Segment 7+8 dorsal rot; Syncercus wie in Abb. 285 . . . . . ***fissiglobula*** Pand.

– Stirnstreifen vor dem Ocellendreieck so breit wie an der Fühlerbasis oder breiter. Haustellum 3–4mal so lang wie sein Durchmesser, wenigstens so lang wie der kleine Augendurchmesser. Scutellum mit 2 Paar Lateralborsten. Tibien dunkelrotbraun. ♂: ve stark, wenigstens so lang wie 1/2 der vi; Vorderkrallen kaum so lang wie das letzte Tarsenglied; Segment 7+8 schwarz; Syncercus wie in Abb. 286 . . . . . ***zachvatkini*** Zimin

13 Haustellum 3,5–4,5mal so lang wie sein Durchmesser, deutlich länger als der kleine Augendurchmesser. Mundrand stark vorgezogen (um mehr als die Breite des 2. Fühlergliedes an seinem Ende). ♂: Syncercus (von der Seite gesehen) mit aufgebogener Spitze (Abb. 251). – Tibien gelb . . . . . ***picta*** Meig.

– Haustellum 2–3mal so lang wie sein Durchmesser, so lang wie der kleine Augendurchmesser oder kürzer. Mundrand weniger vorgezogen (etwa um die Breite des 2. Fühlergliedes an seinem Ende). ♂: Syncercus nicht aufgebogen 14

14 Humeralcallus überwiegend gelb. Tibien gelblich. ♂: Syncercus bis zur Spitze längsgefurcht (Abb. 287). ♀: Tergit 6 dorsal unterbrochen, schmaler als die Hintertibia . ***olsufjevi*** Zimin

– Humeralcallus nur um den Bereich der äußeren Humeralborste mit rotgelbem Fleck. Tibien in ihrer Mitte aufgehellt oder fast ganz schwarz. ♂: Syncercus zugespitzt, nicht längsgefurcht (Abb. 288). ♀: Tergit 6 dorsal nicht gespalten, etwa so breit wie die Hintertibia . . . . . ***media*** Zimin.

Lypha

1 Tergit 5 mit nur einer deutlichen Querreihe von Diskalborsten, sein hinteres 1/6 – 1/2 sowie das Postabdomen rot. Fläche unter den Calyptrae mit einer Gruppe schwarzer Härchen. 3. Randabschnitt des Flügels 1,6–2,3mal so lang wie der zweite. Scutellum wenigstens in seiner hinteren Hälfte rötlich, die Börstchen auf der Fläche sind nach hinten gebogen. Mundrand etwas vorgezogen, von der Seite sichtbar. Börstchen über der Vibrisse höchstens bis zu 1/5 der Gesichtsleisten aufsteigend. ♂: Sternit 4 hinten mit einem dichten Büschel abstehender Haare . . . . . ***ruficauda*** Zett.

– Tergit 5 ganz schwarz (einschließlich des Postabdomens), in seinen hinteren 2/3 mit zahlreichen Diskalborsten. Fläche unter den Calyptrae nackt. 3. Randabschnitt des Flügels 3,0–4,3mal so lang wie der zweite. Scutellum schwarz, auf seiner Fläche mit fast senkrecht abstehenden Börstchen. Mundrand von der Seite nicht sichtbar. Börstchen über der Vibrisse wenigstens bis zu 2/5 der Gesichtsleisten aufsteigend. ♂: Sternit 4 ohne besondere Behaarung . . . . . ***dubia*** Fall.

Ernestia

1 Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien mit 2–4 Reihen schwarzer Börstchen. Wangen nackt (höchstens etwa 5–10 Haare unter den Stirnborsten) 2

– Hinterkopf oben hinter den Postokularzilien nur mit heller Behaarung (selten mit wenigen schwarzen Börstchen dazwischen). Wangen auf wenigstens 1/2 ihrer Länge behaart, manchmal fast bis unten 4

2 Augenbehaarung (gegen einen dunklen Hintergrund betrachten!) schwarz oder dunkelbraun. Mittlere schwarze Längsstreifen des Thorax vor der Naht zu einem gemeinsamen, breiten Streifen verschmolzen. ♂: Syncercus (von der Seite gesehen) gebogen . . . . . ***vagans*** Meig.

– Augenbehaarung gelb. Die (2 oder 3) mittleren schwarzen Längsstreifen des Thorax vor der Naht getrennt. ♂: Syncercus gerade 3

3 Scutellum mit gekreuzten Apikalborsten. 3. Fühlerglied an seiner Basis ± gelb. ♂: Stirn 0,17 – 0,26mal so breit wie ein Auge; Vorderkrallen 1,5–1,8mal so lang wie das letzte Tarsenglied. ♀: 4. Glied des Vordertarsus fast 2mal so breit wie lang (Abb. 147). – Körperlänge 9–12 mm . . . . . ***rudis*** Fall.

– Scutellum ohne gekreuzte Apikalborsten. 3. Fühlerglied schwarz. ♂: Stirn 0,34 – 0,51mal so breit wie ein Auge; Vorderkrallen 1,0–1,2mal so lang wie das letzte Tarsenglied. ♀: 4. Glied des Vordertarsus etwa so breit wie lang. – Körperlänge 8–10 mm . . . . . ***laevigata*** Meig.

4 Wangen, Pleuren sowie Femora zum Teil gelb behaart. Die dichte und wenig veränderliche Abdominalbereifung bedeckt 1/2 – 3/4 der Länge der Tergite. Scutellum mit feinen gekreuzten Apikalborsten. ♂: Stirn höchstens 0,3mal so breit wie ein Auge. ♀: Sternit 7 mit einem tiefen Eindruck . . . . . ***puparum*** F.

– Wangen, Pleuren sowie Femora ganz schwarz behaart. Abdominalbereifung fast bis ans Ende der Tergite reichend, mit sehr veränderlichen Schillerflecken. Scutellum ohne gekreuzte Apikalborsten. ♂: Stirn etwa 0,5mal so breit wie ein Auge. ♀: Sternit 7 ohne Eindruck . . . . . ***argentifera*** Meig.

Eurithia

1 Hinterkopf oben zwischen der Reihe schwarzer Börstchen (am Oberrand der weißen Behaarung) und den Postokularzilien nackt oder fast nackt. Tergit 5 glänzend schwarz oder wenigstens deutlich schwächer bereift als Tergit 4, oft auch der Hinterrand von Tergit 4 glänzend schwarz. ♂: Syncercus wie in Abb. 280 . . . . . ***anthophila*** R. D.

– Zwischen der Börstchenreihe und den Postokularzilien befinden sich zahlreiche weitere schwarze Börstchen oder Haare. Tergit 5 ist ähnlich dicht bereift wie die vorangehenden Segmente 2

2 Wangen 1,5–2mal so breit wie das 3. Fühlerglied. ♂: Stirn 0,77 – 0,85mal so breit wie ein Auge; Syncercus dorsal mit einem dreieckigen Fortsatz . . . . . ***intermedia*** Zett.

– Wangen etwa so breit wie das 3. Fühlerglied. ♂: Stirn höchstens 0,76mal so breit wie ein Auge; Syncercus dorsal mit oder ohne dreieckige Fortsätze 3
3 Keine oe (♂) 4
– 2 oe (♀) 12
4 Stirn 0,22 – 0,46mal so breit wie ein Auge. Syncercus mit 1 oder 2 dreieckigen dorsalen Fortsätzen. Haustellum 3,5–5mal so lang wie sein Durchmesser. Tergit 4 in der Regel nur mit 2 dorsalen Marginalborsten 5
– Stirn 0,40 – 0,76mal so breit wie ein Auge. Syncercus ohne derartige Fortsätze. Haustellum 2–3mal so lang wie sein Durchmesser. Tergit 4 mit einer vollständigen Reihe von Marginalborsten 7
5 Stirn 0,34 – 0,46mal so breit wie ein Auge. Syncercus mit 2 dreieckigen Fortsätzen (der Fortsatz in Abb. 262 ist doppelt vorhanden!) . . . . . ***vivida*** Zett.
– Stirn 0,22 – 0,34mal so breit wie ein Auge. Syncercus nur mit einem einzigen dreieckigen Fortsatz (Abb. 260, 261) 6
6 Syncercus-Fortsatz klein, etwa so lang wie 1/3 – 1/2 der Surstyli (Abb. 261). 3 (selten 4) dc hinter der Naht. Taster schwarz. Gesicht und Stirn grau bereift . . . ***connivens*** Zett.
– Syncercus-Fortsatz groß, etwa so lang wie die Surstyli (Abb. 260). In der Regel 4 dc hinter der Naht. Taster gelb (wenigstens in ihrem apikalen 1/3) . Gesicht und Stirn ± goldgelb bereift . . . . . ***consobrina*** Meig.
7 Mitteltibia mit einer starken Innenborste 8
– Mitteltibia ohne Innenborste 9
8 Segmentkomplex 6-8 glänzend schwarz, unbereift. Humeralcallus außen nur mit einer starken basalen Borste (Abb. 75). Syncercus in seinem basalen Drittel beiderseits mit einem kleinen Kiel (Abb. 278). 4 dc hinter der Naht . . . . . ***caesia*** Fall.
– Am Vorderrand des Segmentkomplexes 6-8 ist ein schmaler Streifen bereift (= Segment 6). Humeralcallus außen mit 2 basalen Borsten (Abb. 76), die zweite aber manchmal sehr kurz. Syncercus ohne eine solche Erweiterung. Fast immer nur 3 dc hinter der Naht . . . . . ***suspecta*** Pand.
9 Syncercus breit, spitzbogig (Abb. 279) . . . . . ***indigens*** Pand.
– Syncercus in eine schmalere Spitze auslaufend (Abb. 277, 278) 10
10 Syncercus flach, mit sehr breiter und langer Basis (Abb. 277) . . . . . ***fucosa*** Meig.
– Syncercus anders 11
11 Syncercus (von der Seite gesehen) gerade (Abb. 263), an den Seiten der Basis etwas gekielt wie bei *E. caesia* (Abb. 278) . . . . . ***incongruens*** Hert.
– Syncercus (von der Seite gesehen) ± geknickt erscheinend (Abb. 264) . . ***gemina*** Mesn.
12 Sternit 6 mit einer Längsfurche (Abb. 189, 190) 13
– Sternit 6 ohne Längsfurche (Abb. 191) 14
13 Sternit 6 mit einer Furche auf seiner ganzen Länge (Abb. 189) . . . . ***consobrina*** Meig.
– Sternit 6 mit einer Furche etwa in seiner vorderen Hälfte (Abb. 190) . . ***connivens*** Zett.
14 Sternit 6 mit einem tiefen Eindruck wie in Abb. 191 . . . . . ***vivida*** Zett.
– Sternit 6 ± gewölbt, ohne Eindruck 15
15 Humeralcallus außen mit 2 basalen Borsten (Abb. 76). 3 dc hinter der Naht . . . . . ***suspecta*** Pand.
– Humeralcallus außen nur mit einer basalen Borste (Abb. 75) Meist 4 dc hinter der Naht 16
16 Stirn 0,95–1,10mal so breit wie ein Auge . . . . . ***caesia*** Fall.
– Stirn 1,10–1,35mal so breit wie ein Auge . . . . . ***incongruens*** Hert.

[Die ♀ der seltenen montanen Arten *fucosa*, *indigens* und *gemina* sind bisher nicht sicher von *incongruens* (und in manchen Fällen wohl auch nicht sicher von *caesia*) zu trennen.]

Hyalurgus

1 Abdomen schwarz, mit gleichmäßiger grauer Bereifung. Marginal- und Diskalborsten der Tergite 3 und 4 deutlich länger als die entsprechenden Segmente. – ♂: Stirn viel schmaler als ein Auge, ohne oe . . . . . ***tomostethi*** Cep.
– Abdomen ± umfangreich gelb oder rötlichgelb (wenigstens eine Spur rötlichgelbe Färbung an den Seiten der Tergite 3 und 4), Bereifung auf den Vorderrand der Tergite

beschränkt (nur bei sehr dunklen Exemplaren bei bestimmtem Lichteinfall auf den letzten Tergiten weiter nach hinten reichend). Marginal- und Diskalborsten der Tergite 3 und 4 höchstens so lang wie die entsprechenden Segmente (Abb. 167) 2

2 Abdomen gelb mit einem schmalen schwarzen Mittellängsstreifen, der manchmal in Flecke aufgelöst ist (Abb. 167) oder ganz fehlen kann (besonders beim ♀). Pteropleuralborste etwa so lang wie die st oder kürzer. ♂: Stirn viel schmaler als ein Auge, ohne oe oder Prävertikalborste; Vorderkrallen etwas länger als das letzte Tarsenglied. ♀: 3. Fühlerglied 2–2,5mal so lang wie das zweite . . . . . ***lucidus*** Meig.

– Abdomen gelb, ein Mittellängsstreifen sowie der Hinterrand der Tergite 3 und 4 (auch ventral) schwarz; die schwarze Färbung kann sich so weit ausdehnen, daß nur noch die Tergite 3 und 4 an den Seiten etwas rötlich sind. Pteropleuralborste meist viel länger als die st. ♂: Stirn etwa so breit wie ein Auge, mit 2 oe und einer Prävertikalborste; Vorderkrallen etwas kürzer als das letzte Tarsenglied. ♀: 3. Fühlerglied 1,5–1,8mal so lang wie das zweite . . . . . ***crucigera*** Zett.

Gymnocheta

1 Mundrand von der Seite nicht oder nur wenig sichtbar. Femora schwarz, höchstens mit einer Spur metallischen Schimmers. ♂: Parafrontalia schwarz, dicht bereift, manchmal mit einem metallischgrünen Schimmer entlang der Stirnborstenreihe; Einschnitt von Sternit 5 (in Ruhestellung des Postabdomens) fast 2mal so lang wie seine größte Breite (Abb. 233). – Körperlänge 6–11 mm . . . . . ***viridis*** Fall.

– Mundrand (von der Seite gesehen) stark nach vorn gezogen (wie in Abb. 22). Femora etwa in den basalen 2/3 metallischgrün. ♂: Parafrontalia in einem Streifen entlang der Stirnborstenreihe metallischgrün; Einschnitt von Sternit 5 nur etwa so lang wie seine größte Breite. – Körperlänge 9–12 mm . . . . . ***magna*** Zimin.

Cleonice

1 Abdomen vollständig bedeckt mit gelblichgrauer Bereifung. Randdorn des Flügels etwa so lang wie r-m. Die behaarte occipitale Erweiterung bedeckt etwa die untere Hälfte des Peristoms. Hinterkopf mit einigen hellen Haaren hinter dem unteren Mundrand. Stirn beim ♂ 0,75 – 0,85mal so breit wie ein Auge . . . . . ***callida*** Meig.

– Abdomen glänzend schwarz, unbereift. Randdorn des Flügels kaum von den umgebenden Dörnchen unterschieden. Die occipitale Erweiterung nimmt etwa die unteren 3/4 des Peristoms ein. Hinterkopf bis unten ganz schwarz behaart. Stirn beim ♂ etwa 0,5mal so breit wie ein Auge . . . . . ***nitidiuscula*** Zett.

Loewia

1 Wangen auf ihrer ganzen Länge mit kurzen Börstchen (in der Verlängerung der Parafrontalbörstchen) 2

– Wangen nackt oder (bei den meisten Exemplaren von *foeda*) in ihrer unteren Hälfte mit 1–6 ± isolierten Börstchen 3

2 Stiel von R_5 etwa so lang wie 1/2 der Spitzenquerader. Lateralborsten des Scutellums etwas länger als die Basalborsten. Abdomen beim ♂ kaum bereift, Mitte und Hinterrand der Tergite glänzend . . . . . ***submetallica*** Macq.

– Stiel von R_5 so lang wie 1/10 – 1/6 der Spitzenquerader. Lateralborsten kürzer als die Basalborsten. Abdomen beim ♂ vollständig bereift, ein Mittellängsstreifen und der Hinterrand der Tergite allerdings etwas schwächer . . . . . ***piligena*** Mesn.

3 Halteren gelbbraun. Wangen in ihrer unteren Hälfte in der Regel mit 1–6 ± isolierten Börstchen. Körperlänge 6–8 mm. 2. Fühlerglied beim ♀ rotgelb. – Augen behaart, beim ♀ aber nur sehr spärlich und kurz. ♂: Stirn an ihrer schmalsten Stelle 0,20 – 0,29mal so breit wie ein Auge . . . . . ***foeda*** Meig.

– Halteren schwarz oder dunkelbraun. Wangen nackt. Körperlänge 4–6,5 mm. 2. Fühlerglied beim ♀ schwarz oder braun 4

4 Augen praktisch nackt; vereinzelte Haare (bei starker Vergrößerung gegen einen dunklen Hintergrund zu erkennen) sind nur etwa so lang wie 1 Augenfacette. ♂:

Abdomen fast unbereift; Stirn an ihrer schmalsten Stelle 0,21 – 0,30mal so breit wie ein Auge. ♀: Scutellum auf seiner Fläche nur mit sehr kurzen, anliegenden Börstchen . . . . . ***phaeoptera*** Meig.

– Augen behaart, die Haare sind etwa so lang wie 3 Augenfacetten. ♂: Abdomen – bei Blickrichtung schräg von hinten – deutlich bereift; Stirn an ihrer schmalsten Stelle 0,09 – 0,18mal so breit wie ein Auge. ♀: Scutellum auf seiner Fläche mit einigen aufgerichteten Borsten 5

5 Stiel von R_5 sehr kurz, nur etwa so lang wie der Durchmesser der Adern. Lateralborsten des Scutellums so stark wie die Basalborsten. Die längsten Haare der Sternopleure beim ♂ börstchenartig, so lang wie 1/2 – 2/3 der st. Körperlänge 5,5–6,5 mm . . . . . ***adjuncta*** Hert.

– Stiel von R_5 länger, meist etwa so lang wie r-m. Lateralborsten des Scutellums variabel, in der Regel kürzer, manchmal fehlend. Behaarung der Sternopleure beim ♂ fein, so lang wie 1/5 – 1/2 der st. Körperlänge 4–5,5 mm . . . . . ***nudigena*** Mesn.

Macquartia

1 Tergit 2 bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 168). 4 dc hinter der Naht (selten die zweite dc verkürzt oder ganz fehlend). Taster gelb 2

– Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 167, 169). 3 dc hinter der Naht (bei manchen ♀ von *praefica* 4 dc, dann ist jedoch die erste dc sehr kurz). Taster gelb bis schwarz 3

2 Wangen nackt. Arista kurz behaart (die längsten Härchen etwa so lang wie die verdickte Basis der Arista). 2 st. Calyptrae vom Thorax abgespreizt (wie in Abb. 116). Abdomen glänzend schwarz, fast unbereift . . . . . ***pubiceps*** Zett.

– Wangen bis unten behaart. Arista praktisch nackt. 3 st (selten 2). Innenrand der Calyptrae am Thorax anliegend (wie in Abb. 117). Abdomen bereift, mit Schillerflecken . . . . . ***tessellum*** Meig.

3 Mitteltibia mit 1 ad (selten eine zusätzliche kleinere ad vorhanden). Tergit 3 mit einer vollständigen Reihe Marginalborsten. – Calyptrae vom Thorax abgespreizt (Abb. 116). Abdomen dicht grau oder gelblichgrau bereift. Wangen in ihrer oberen Hälfte oder noch weiter herabgehend behaart 4

– Mitteltibia mit 2–5 ad. Tergit 3 mit 2–4 dorsalen Marginalborsten 5

4 Wangen nur in ihrer oberen Hälfte mit Haaren. 3 st. Tergit 2 mit dorsalen Marginalborsten. Tergit 3 mit Diskalborsten. Abdomen ohne paarige schwarze Flecken . . . . . ***grisea*** Fall.

– Wangen bis unten behaart. 2 st. Tergit 2 ohne dorsale Marginalborsten. Tergit 3 ohne oder nur mit sehr schwachen Diskalborsten. Tergite 2–4 mit paarigen schwarzen Flecken in der Bereifung . . . . . ***macularis*** Vill.

5 Wangen bis unten behaart. Beine beim ♀ gelb, beim ♂ wenigstens die Mittel- und Hintertibia gelb 6

– Wangen höchstens in ihrer oberen Hälfte behaart. Beine schwarz 7

6 Präalarborste kürzer als der Abstand ihrer Basis zum Hinterrand des Humeralcallus. ♂: Basicosta, 2. Fühlerglied und Femora schwarz; Tergit 3 (schräg von hinten gesehen) mit einem dunklen, trapezförmigen Fleck in der Bereifung . . . . . ***dispar*** Fall.

– Präalarborste wenigstens so lang wie der Abstand ihrer Basis zum Hinterrand des Humeralcallus. ♂: Basicosta und 2. Fühlerglied gelb, Femora ± gelb (wenigstens auf ihrer distalen Ventralseite); Bereifung des Abdomens ± gleichmäßig, mit Schillerflecken . . . . . ***viridana*** R.D.

7 Innenrand der Calyptrae am Thorax fast anliegend (Abb. 117). Stirn beim ♂ so breit wie 1/3 – 2/3 des 3. Fühlergliedes 8

– Calyptrae abgespreizt (wie in Abb. 116). Stirn beim ♂ etwa so breit wie das 3. Fühlerglied 9

8 Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen, der mittlere aber manchmal sehr kurz. Tergit 2 in der Regel mit 2 dorsalen Marginalborsten. ♀: Abdomen glänzend schwarz, nur mit sehr leichter Bereifung . . . . . ***tenebricosa*** Meig.

– Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Tergit 2 ohne dorsale Marginalborsten. ♀: Abdomen mit schwach grünlichem Glanz, deutlicher bereift, mit Schillerflecken . . . . . ***chalconota*** Meig.

9 Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Wangen mit höchstens 3–4 Härchen unter den Stirnborsten, letztere vorn nicht gedrängt. Tergit 4 nur mit 2–4 Diskalborsten. Subapikalborsten des Scutellums etwas länger als die Apikalborsten (wie in Abb. 116, 117). r_{4+5} an der Basis mit 2–3 Börstchen. Halteren gelb. ♀: Abdomen schwach bereift . . . . . ***nudigena*** Mesn.

– Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. Stirnborsten vorn mit zahlreichen Haaren zu einer Gruppe zusammengedrängt. Tergit 4 mit wenigstens einer vollständigen Reihe von Diskalborsten. Subapikalborsten des Scutellums etwas kürzer als die Apikalborsten. Die Börstchen von r_{4+5} reichen meist weiter, manchmal bis zur Mitte der Strecke zwischen der Basis und r-m. Halteren schwarz oder braun. Abdomen beim ♀ glänzend schwarz, ohne Bereifung . . . . . ***praefica*** Meig.

Anthomyiopsis

1 2. und 3. Randabschnitt des Flügels unten behaart. Arista fein behaart, die Haare etwa halb so lang wie die verdickte Basis der Arista. 3. Fühlerglied 1,5–2,0mal so lang wie das zweite. ♂: Stirn 1,4–1,9mal so lang wie das Gesicht; Wangen auf halber Höhe meist etwas schmaler als die Taster, nach unten deutlich verschmälert . . ***nigrisquamata*** Zett.

– 2. und 3. Randabschnitt des Flügels unten nackt. Arista praktisch nackt, nur bei starker Vergrößerung feinste Härchen erkennbar. 3. Fühlerglied 2,0–2,5mal so lang wie das zweite. ♂: Stirn 1,2–1,4mal so lang wie das Gesicht; Wangen auf halber Höhe breiter als die Taster, nach unten nicht oder kaum verschmälert . . . . . ***plagioderae*** Mesn.

Elfia

Eine Revision der Gattung (im erweiterten Sinne als *Phytomyptera*) wurde von Andersen (1988) veröffentlicht. In dieser ausführlichen Arbeit finden sich auch Abbildungen der Genitalien von ♂ und ♀.

1 Abdomen ganz schwarz, praktisch ohne Bereifung (höchstens mit einer Spur am seitlichen Vorderrand der Tergite). – Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen . . . . . ***nigroaenea*** Hert.

– Vorderrand der Tergite mit einem schmalen, in der Mitte unterbrochenen Bereifungsband 2

2 Wangen wenigstens bis zur Mitte herabgehend mit Börstchen . . . . . ***riedeli*** Vill.

– Wangen nackt, einige Börstchen gehen etwas unter die vorderste Stirnborste herab . . 3

3 Mitteltibia ohne ad oder ad höchstens so lang wie der Durchmesser der Tibia . . . . . ***bohemica*** Kramer

– Mitteltibia mit 1 ad, die länger ist als der Durchmesser der Tibia 4

4 Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen. 3 dc vor der Naht. Vordertibia mit 3–4 ad . . . . . ***zonella*** Zett.

– Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen (der pd-Endsporn fehlend oder sehr kurz). 2 dc vor der Naht. Vordertibia mit 1–2 ad 5

5 Abschnitt von m zwischen m-cu und der Beugung 0,8–1,3mal so lang wie der zwischen r-m und m-cu. Spitzenquerader kaum feiner als die übrige Ader m. Lateralborsten des Scutellums länger und stärker als die Grundbehaarung. ♂: Loben von Sternit 5 kürzer als der basale Abschnitt . . . . . ***cingulata*** R.D.

– Abschnitt von m zwischen m-cu und der Beugung 1,5–2,0mal so lang wie der zwischen r-m und m-cu. Spitzenquerader verblaßt, sehr viel feiner als die übrige Ader m. Lateralborsten des Scutellums nicht oder kaum von der Grundbehaarung differenziert. ♂: Loben von Sternit 5 etwa 2mal so lang wie der basale Abschnitt . . . ***minutissima*** Zett.

Phytomyptera

Die folgenden 2 Arten konnten zuverlässig erst von Andersen (1988) getrennt werden. Hier nur die wichtigsten trennenden Merkmale:

1 Hintertibia ad mit 6–11 wenig verschiedenen Börstchen. 5. Tergit 1,00–1,35mal so lang wie Tergit 4. ♂: Tergit 5 mit einer Reihe Diskalborsten und einer Reihe Marginalborsten; Prägonite gerade, mit 2 apikalen Zähnen. – Körperlänge 3,5–5 mm . . . . . ***nigrina*** Meig.

– Hintertibia ad mit 4–8 sehr ungleich langen Börstchen (Abb. 159). 5. Tergit 1,20–1,65mal so lang wie Tergit 4. ♂: Tergit 5 hinter der Diskalborstenreihe in der Regel dichter beborstet; Prägonite gebogen, mit nur einem Endzahn. – Körperlänge 2,5–4 mm . . . . . ***vaccinii*** Sint.

Graphogaster

1 Wangen bis unten behaart . . . . . ***dispar*** B.B.

– Wangen nackt, bei *G. nigrescens* selten mit 1–2 Haaren 2

2 2 dc vor der Naht. Mundrand deutlich vorgezogen, von der Seite gut sichtbar. Calyptrae weißlich. ♂: Thorax von vorn gesehen dicht bereift. ♀: Stirn breiter als ein Auge . . . . . ***buccata*** Hert.

– 3 dc vor der Naht. Mundrand von der Seite nicht oder kaum sichtbar. Calyptrae gebräunt. ♂: Thorax von vorn gesehen fast unbereift. ♀: Stirn etwas schmaler als ein Auge 3

3 Bereifung gelblich. Halteren gelb. Tergit 3 bereift, höchstens ein schmaler Hinterrandstreifen und (manchmal) 1–2 kleine mediane Flecke schwarz. Präalarborste fast immer fehlend . . . . . ***brunnescens*** Vill.

– Bereifung grau. Halteren ± rotbraun. Der schwarze Hinterrandsaum von Tergit 3 ist an den Seiten zu einem großen Fleck erweitert und die medianen Flecken sind ± zu einem Band verschmolzen; oft ist die Bereifung noch stärker reduziert. Präalarborste vorhanden . . . . . ***nigrescens*** Hert.

Goniocera

1 Wangen auf ihrer ganzen Länge behaart, an ihrer schmalsten Stelle so breit wie $^2/_3$ – $^1/_1$ des 3. Fühlergliedes. Peristom so breit wie $^2/_3$ – $^5/_6$ des großen Augendurchmessers. Marginalborsten von Tergit 3 fein, höchstens so lang wie Tergit 3 . . . . ***schistacea*** B.B.

– Wangen höchstens in ihrer oberen Hälfte behaart, an ihrer schmalsten Stelle so breit wie $^1/_4$ – $^1/_2$ des 3. Fühlergliedes. Peristom etwa so breit wie $^1/_2$ des großen Augendurchmessers. Marginalborsten von Tergit 3 kräftig, deutlich länger als Tergit 3 . . . . . ***versicolor*** Fall.

Entomophaga

1 Sternopleure unterhalb der st nackt. 4 dc hinter der Naht. Wangen schmaler als die Taster, unterhalb der Stirnborsten nackt oder höchstens mit 1–2 Härchen. 1. Glied der Arista 2–4mal so lang wie sein Durchmesser. Peristom so breit wie $^1/_6$ – $^1/_4$ des großen Augendurchmessers . . . . . ***nigrohalterata*** Vill.

– Sternopleure unterhalb der st mit einigen Härchen (wie bei *Actia*, siehe Abb. 96). 3 dc hinter der Naht. Wangen breiter als die Taster, unterhalb der Stirnborsten mit 10–15 Härchen. 1. Glied der Arista etwa 1,5mal so lang wie sein Durchmesser. Peristom so breit wie $^1/_2$ – $^3/_5$ des großen Augendurchmessers . . . . . ***exoleta*** Meig.

Ceromya

1 Wangen auf ihrer ganzen Länge behaart. r_{4+5} nur bis r-m mit Börstchen, die anderen Adern nackt. Hinterkopf bis unten schwarz behaart . . . . . ***monstrosicornis*** Stein

– Wangen wenigstens in ihrer unteren Hälfte nackt. r_{4+5} weiter als bis r-m mit Börstchen. Wenigstens die untere Hälfte des Hinterkopfes hell behaart 2

2 r_1 und cu_1 nackt 3

– r_1 auf seiner ganzen Länge mit Börstchen 4

3 Abdomen ganz rotgelb oder mit einem schwarzen Mittellängsstreifen, der hinten zugespitzt ist und das Ende nicht ganz erreicht (bei manchen ♀ kann die dunkle Färbung

ausgeprägter sein). Marginalborsten stark, etwa so lang wie das Tergit auf dem sie stehen. ♀: Vorletztes Glied des Vordertarsus kaum so lang wie breit, letztes Glied etwa 2mal so lang wie das vorletzte . . . . . ***bicolor*** Meig.

– Abdomen mit einem schwarzen Streifen, der nach hinten breiter wird und auf den Tergiten 4 und 5 wenigstens am Hinterrand die ganze Oberseite einnimmt. Manchmal ist schon Tergit 3 größtenteils verdunkelt. Marginalborsten schwach, kürzer als das zugehörige Tergit. ♀: Vorletztes Glied des Vordertarsus etwa 1,5mal so lang wie breit, letztes Glied höchstens 1,5mal so lang wie das vorletzte . . . . . ***flaviceps*** Ratz.

4 cu_1 nackt. r_1 unterseits nackt. Abdomen schwarzbraun, bedeckt mit Bereifung . . . . . ***flaviseta*** Vill.

– cu_1 mit Börstchen. r_1 unterseits in seinem distalen 1/3 mit Börstchen. Abdomen ganz oder überwiegend rotgelb, ohne Bereifung oder nur mit Spuren von Bereifung am Vorderrand der Tergite 5

5 Dorsum des Thorax rotgelb, kaum bereift. Tergite 4 und 5 seitlich an ihrem Hinterrand schwarzbraun gefleckt. Stirnstreifen etwa 2mal so breit wie ein Parafrontale. Die starke, rückwärts gebogene oi steht vor der Mitte der Stirn . . . . . ***silacea*** Meig.

– Dorsum des Thorax schwarzbraun, mit dichter heller Bereifung bedeckt. Abdomen ohne dunkle Flecken. Stirnstreifen so breit wie ein Parafrontale. Die starke oi steht auf der Mitte der Stirn . . . . . ***dorsigera*** Hert.

Actia

1 r_1, r_{4+5} und cu_1 mit Börstchen (Abb. 131) 2

– r_1 und r_{4+5} mit Börstchen, cu_1 nackt 7

2 r_1 oben auf seiner ganzen Länge mit Börstchen 3

– r_1 oben nur in seinem distalen 1/3 mit Börstchen (Abb. 131) 6

3 Spitzenquerader fehlend . . . . . ***lamia*** Meig.

– Spitzenquerader vorhanden 4

4 r_1 unten nackt. cu_1 etwa bis m-cu mit Börstchen. ♂: 3.Fühlerglied 1,5–1,8mal so lang wie breit. – Abdomen glänzend schwarz, am Vorderrand der Tergite nur mit einer sehr schmalen, in der Mitte unterbrochenen Bereifungsbinde. 4dc hinter der Naht . . . . . ***pilipennis*** Fall.

– r_1 unten mit Börstchen. cu_1 auf 1/2 – 3/4 der Strecke bis m-cu mit Börstchen. ♂: 3. Fühlerglied 2–2,5mal so lang wie breit 5

5 Tergite auf 1/2 – 2/3 ihrer Länge bereift. Stirn etwa 1,2mal so breit wie ein Auge. Wangen an ihrer schmalsten Stelle 2,5–3mal so breit wie der verdickte Teil der Arista. In der Regel 3 dc hinter der Naht . . . . . ***crassicornis*** Meig.

– Nur das vordere 1/5 der Tergite bereift (beiderseits des schwarzen Mittellängsstreifens bis auf 2/5 der Segmentlänge nach hinten ausgedehnt). Stirn so breit wie ein Auge oder nur wenig breiter. Wangen an ihrer schmalsten Stelle 1,5–2mal so breit wie der verdickte Teil der Arista. 4 dc hinter der Naht, die zweite aber schwächer und kürzer als die anderen (wie in Abb. 84) . . . . . ***dubitata*** Hert.

6 Fühler und Basicosta gelb. Wangen an ihrer schmalsten Stelle etwa 2–3mal so breit wie der verdickte Abschnitt der Arista. Gesichtsleisten gerade oder schwach konvex. ♂: 3.Fühlerglied 2–2,5mal so lang wie breit . . . . . ***nudibasis*** Stein

– Fühler und Basicosta schwarz oder dunkelbraun. Wangen an ihrer schmalsten Stelle etwa so breit wie der verdickte Abschnitt der Arista. Gesichtsleisten stark konkav. ♂: 3. Fühlerglied 1,3–1,8mal so lang wie breit . . . . . ***maksymovi*** Mesn.

7 Tergite auf 2/3 – 5/6 ihrer Länge bedeckt mit Bereifung, die vorn dichter ist und (besonders beim ♂) nach hinten ± verlöscht. 2. Aristaglied 1–2mal so lang wie sein Durchmesser. 3. Aristaglied auf 1/3 – 2/5 seiner Länge verdickt. Wangen an ihrer schmalsten Stelle 1–1,5mal so breit wie die verdickte Basis der Arista . . . . . ***infantula*** Zett.

– Abdomen glänzend schwarz, am Vorderrand der Tergite nur mit einer sehr schmalen, in der Mitte unterbrochenen Bereifungsbinde. 2. Aristaglied 2–4mal so lang wie sein Durchmesser. 3. Aristaglied auf 1/2 – 2/3 seiner Länge verdickt. Wangen an ihrer schmalsten Stelle 2,5–3mal so breit wie die verdickte Basis der Arista . . . . . ***nigroscutellata*** Lundb.

Peribaea

1 r_1 nackt. 2. Aristaglied so lang wie 3/5 – 4/5 des dritten. Apikalborsten des Scutellums haarförmig oder fehlend. ♂: 3. Fühlerglied tief eingespalten (Abb. 47) . ***fissicornis*** Str.

– r_1 wenigstens oberseits in seinem distalen 1/3 mit Dörnchen. 2. Aristaglied nur so lang wie 1/7 – 1/5 des dritten. Gekreuzte Apikalborsten vorhanden. ♂: 3. Fühlerglied nicht gespalten 2

2 r_1 unterseits mit einer Reihe von Börstchen. Marginalborsten länger als die Tergite, auf denen sie stehen. Die helle Bereifung läßt bei verändertem Blickwinkel die schwarze Grundfarbe des Abdomens deutlich erkennen; bei Betrachtung schrägseitlich von hinten erscheint am Vorderrand der Tergite eine schmale, silberweiße Bereifungsbinde. 3. Aristaglied in seinen apikalen 3/5 fadenförmig dünn . . . . . ***tibialis*** R.D.

– r_1 unterseits nackt (selten mit bis zu 4 Börstchen). Marginalborsten höchstens so lang wie das zugehörige Tergit. Die Bereifung des Abdomens ist unter verschiedenem Blickwinkel wenig veränderlich; die schwarze Grundfarbe beschränkt sich auf einen Mittellängsstreifen und den Hinterrand der Tergite. 3. Aristaglied in seiner apikalen Hälfte fadenförmig dünn . . . . . ***apicalis*** R.D.

Ceranthia

Bei O'Hara (1989) ist *Ceranthia* eine Untergattung der erweiterten Gattung *Siphona*.

1 Taster sehr dünn, zur Spitze hin praktisch nicht verdickt (Abb. 33) 2

– Taster distal normal verbreitert (Abb. 32) 6

2 3 starke dc hinter der Naht (wie in Abb. 83); wenn ausnahmsweise 4 dc vorhanden sind, dann ist die zweite sehr kurz (wie in Abb. 84) 3

– 4 dc hinter der Naht, die beiden vorderen kurz (wie in Abb. 85) 4

3 r_{4+5} mit Börstchen weit über r-m hinaus. r_1 in seinem Endabschnitt mit 1–2 Börstchen. Abdomen überwiegend gelb . . . . . ***pallida*** Hert.

– r_{4+5} nur bis r-m mit Börstchen. r_1 nackt. Abdomen dunkel . . . . . ***abdominalis*** R.D.

4 Haustellum so lang wie 2/3 des kleinen Augendurchmessers. Abdomen gleichmäßig bereift, ohne dunkle Mittellinie und nur mit einer schwachen Andeutung von dunklen Hinterrandbinden. ♂: 3. Fühlerglied an seinem Vorderrand gerade . . ***tenuipalpis*** Vill.

– Haustellum etwa so lang wie der kleine Augendurchmesser. Abdomen mit deutlich unbereifter Mittellinie und ebensolchen Hinterrandbinden. ♂: 3. Fühlerglied vorn sehr abgerundet 5

5 3. Fühlerglied rotgelb. Abdomen auch oberseits zum Teil gelb gefärbt. 2. Aristaglied wesentlich kürzer als der gleichmäßig verdickte Abschnitt des 3. Gliedes . . . . . ***lichtwardtiana*** Vill.

– 3. Fühlerglied schwarz. Abdomen oberseits ganz oder fast ganz dunkel gefärbt. 2. Aristaglied etwa so lang wie der gleichmäßig verdickte Teil des 3. Gliedes . . ***tristella*** Hert.

(Die Unterscheidung von *lichtwardtiana* und *tristella* kann Schwierigkeiten bereiten; spätere Untersuchungen müssen zeigen, ob es sich wirklich um eigenständige Arten handelt.)

6 3 dc hinter der Naht. m-cu gleichweit von r-m und der Beugung von m entfernt oder letzterer etwas näher. Haustellum 4–8mal so lang wie sein Durchmesser (Abb. 32) . . 7

– 4 dc hinter der Naht. m-cu liegt näher zu r-m als zu der Beugung. Haustellum 2,5–4mal so lang wie sein Durchmesser 8

7 r_1 in seinem apikalen 1/3 mit Börstchen (manchmal nur mit 1 oder 2). Hinterkopf konkav. Abdomen überwiegend rotgelb, nur der Vorderrand der Tergite schmal und unscheinbar bereift. Taster gelb . . . . . ***samarensis*** Vill.

– r_1 nackt. Hinterkopf sehr konvex. Abdomen oberseits weitgehend schwarz, von heller Bereifung bedeckt. Taster schwarzbraun . . . . . ***siphonoides*** Strobl.

8 2. Aristaglied so lang wie 2/5 – 1/2 des dritten. Hinterkopf bis unten schwarz behaart. Letzter Abschnitt von cu_1 etwa 2mal so lang wie m-cu . . . . . ***brunnescens*** Vill.

– 2. Aristaglied so lang wie 1/6 – 1/4 des dritten. Hinterkopf in seinem unteren 1/3 mit heller Behaarung (wenigstens einige helle Haare über dem hinteren Mundrand). Letzter Abschnitt von cu_1 etwa 1,5mal so lang wie m-cu 9

9 r_1 nackt. Hinterkopf in seiner ganzen oberen Hälfte mit schwarzen Börstchen. Scutellum schwarz mit gelblicher Spitze. ♂: 3. Fühlerglied 3–4mal so lang wie das zweite . . . . . ***starkei*** Mesn.

– r_1 distal mit 2–4 Börstchen. Hinterkopf in seiner oberen Hälfte nur mit einigen schwarzen Börstchen. Scutellum überwiegend gelb. ♂: 3. Fühlerglied sehr groß, 5–6mal so lang wie das zweite . . . . . ***verralli*** Wainwr.

Siphona

Die Gattung *Siphona* gehört zu den schwierigsten Gattungen der Tachinidae. Ihre Arten sind auch für den Spezialisten zum Teil nur schwer zu bestimmen. Dieser Schlüssel stützt sich teilweise (besonders hinsichtlich der dort neu beschriebenen Arten) auf die Arbeiten von Andersen (1982, 1984), in der auch Genitalmerkmale berücksichtigt werden. Die folgende Tabelle ist so aufgebaut, daß man rasch zu der häufigsten Art der Gattung (*geniculata*) gelangt.

1 4 dc hinter der Naht, die beiden vorderen etwa von gleicher Länge (Abb. 85) oder die erste noch etwas kürzer (zweifelhafte Fälle zunächst hier prüfen!) 2

– 3 dc hinter der Naht (Abb. 83) oder aber 4 dc, wobei die zweite wesentlich schwächer und kürzer ist als die erste (Abb. 84) 7

2 Epaulette gelb oder rötlich, ebenso hell wie die Basicosta. – 3. Fühlerglied stets schmaler als der Vorderfemur 3

– Epaulette schwarz oder rötlichbraun, jedenfalls deutlich dunkler gefärbt als die Basicosta. – Tergit 2 ohne dorsale Marginalborsten 4

3 Wangen mit wenigstens 6–8 Härchen unter den Stirnborsten; in der Regel geht die Behaarung bis zur Mitte der Wangen herab (Abb. 19), manchmal bis zum unteren Augenrand. Tergit 2 mit 2 dorsalen Marginalborsten (sehr selten fehlend). Gesicht nur etwa so lang wie die Stirn. Wangen (von der Seite gesehen) auf halber Höhe wenigstens so breit wie die Taster. Taster so lang wie das 3. Fühlerglied oder kürzer. Vordere oe etwa so lang und stark wie die großen Stirnborsten. ♀: Grundfarbe des Abdomens schwarz . . . . . ***geniculata*** DeG.

– Wangen nur mit 2–6 feinen Härchen unter den Stirnborsten (Abb. 21) (= Exemplare von *cristata* und *flavifrons* mit 4 dc) 12
(Wenn die genannten Arten nicht zutreffen, jedoch eine kleine Art (3–4 mm) mit eindeutig 4 dc vorliegt, dann handelt es sich um *pauciseta* (siehe Nummer 6), bei der manchmal die Epaulette etwas heller gefärbt ist.)

4 2. Fühlerglied lebhaft gelb, nirgendwo verdunkelt, beim ♀ auch die Basis des 3. Fühlergliedes innen gelb. Epaulette ganz schwarz, Basicosta weißlichgelb. Prosternum in der Regel nackt. ♂: 3. Fühlerglied höchstens so breit wie der Vorderfemur . . . . . ***paludosa*** Mesn.

– 2. Fühlerglied wenigstens dorsal etwas rötlichbraun verdunkelt. Die dunkle Epaulette wenigstens etwas braun oder rötlich durchscheinend, Basicosta gelb; der Farbkontrast zwischen diesen beiden Skleriten daher weniger scharf. Prosternum mit einem Haar oder Börstchen auf jeder Seite (Abb. 69) 5

5 3. Glied der Arista wenigstens bis zu seiner Mitte verdickt (Abb. 45). Gesicht 1,2–1,5mal so lang wie die Stirn. ♂: 3. Fühlerglied in seiner Spitzenhälfte verbreitert (Abb. 45), breiter als der Vorderfemur . . . . . ***nigricans*** Vill.
(Die von Andersen 1982 aus Schweden beschriebene *martini* besitzt – im Gegensatz zu *nigricans* – eine präapikale av-Borste am Vorderfemur.)

– 3. Glied der Arista nur auf 1/5 – 2/5 seiner Länge verdickt 6

6 2. Glied der Arista beim ♂ deutlich länger als das 2. Fühlerglied, beim ♀ wenigstens ebenso lang. Gesicht beim ♂ 1,5–2mal so lang wie die Stirn, beim ♀ etwa 1,5mal so lang. Spitzendrittel der Taster nackt oder fast nackt. ♂: 3. Fühlerglied 5–6mal so lang wie das zweite, in seiner Spitzenhälfte verbreitert (wie in Abb. 45), breiter als der Vorderfemur. – Körperlänge 3,5–5 mm . . . . . ***boreata*** Mesn.

– 2. Glied der Arista beim ♂ höchstens so lang wie das 2. Fühlerglied (Abb. 23), beim ♀ kürzer. Gesicht beim ♂ 1,3–1,5mal so lang wie die Stirn, beim ♀ 1,1–1,2mal so lang.

Taster in ihrem Spitzendrittel mit einigen Härchen. ♂: 3. Fühlerglied etwa 4 mal so lang wie das zweite, ± abgerundet rechteckig, in seiner Mitte am breitesten (Abb. 23), höchstens so breit wie der Vorderfemur. – Körperlänge 3–4 mm . . . . . ***pauciseta*** Rond.

7 Haustellum kürzer als die Höhe des Kopfes. Tergit 2 stets ohne dorsale Marginalborsten, bei zwei Arten auch ohne Lateromarginalborsten 8

– Haustellum so lang wie die Höhe des Kopfes oder länger. Tergit 2 mit oder ohne dorsale Marginalborsten, stets aber mit Lateromarginalborsten 12

8 ♂: Krallen so lang wie das letzte Tarsenglied. ♀: Peristom fast halb so breit wie der große Augendurchmesser; Grundfarbe des Abdomens ganz schwarz 9

– ♂: Krallen höchstens halb so lang wie das letzte Tarsenglied. ♀: Peristom höchstens so breit wie 1/3 des großen Augendurchmessers 10

9 Mittelfemur normalerweise ohne präapikales ad-Börstchen. Halterenkopf schwärzlich. Lateromarginalborsten von Tergit 2 schwächer als die Lateromarginalborsten von Tergit 3. ♂: Taster mit Härchen wenigstens so lang wie sein Durchmesser . . . . . ***ingerae*** And.

– Mittelfemur mit einem präapikalen ad-Börstchen. Halterenkopf gelb. Lateromarginalborsten von Tergit 2 so stark wie die Lateromarginalborsten von Tergit 3. ♂: Härchen der Taster viel kürzer . . . . . ***hungarica*** And.

10 Tergit 2 mit starken Lateromarginalborsten . . . . . ***mesnili*** And.
(nach ANDERSEN 1982 unterscheidet sich diese Art durch Genitalmerkmale von *confusa*.)

– Tergit 2 ohne Lateromarginalborsten (Abb. 169) 11

11 Präsuturale ia vorhanden (Abb. 83). Haustellum höchstens so lang wie der große Augendurchmesser. Gesicht beim ♂ 1,4–1,6mal so lang wie die Stirn, beim ♀ 1,2–1,3mal so lang . . . . . ***maculata*** Staeg.

– Präsuturale ia fehlend. Haustellum länger als der große Augendurchmesser. Gesicht beim ♂ 1,2–1,3mal so lang wie die Stirn, beim ♀ 1,0–1,1mal so lang . . . ***collini*** Mesn.

12 Tergit 2 mit 2 dorsalen Marginalborsten. – Gesicht beim ♂ etwa 1,5mal so lang wie die Stirn, beim ♀ 1,2–1,3mal so lang 13

– Tergit 2 ohne dorsale Marginalborsten 15

13 Epaulette dunkelbraun, deutlich dunkler als die Basicosta. Wangen (von der Seite gesehen) auf halber Höhe etwa so breit wie die Taster. Schwarze Flecken um die Basis der Abdominalborsten groß, 4–6mal so breit wie die basale Dicke einer Borste. Wangenbehaarung stark, oft fast bis zur Mitte der Wangen herabgehend. ♂: 3. Fühlerglied in der Spitzenhälfte breiter als an seiner Basis, deutlich breiter als der Vorderfemur . . . . . ***rossica*** Mesn.

– Epaulette gelb oder rötlich, ebenso hell wie die Basicosta. Wangen deutlich schmaler als die Taster. Keine oder viel kleinere schwarze Flecken um die Basis der Abdominalborsten (höchstens 2–3mal so breit wie die Dicke einer Borste). Wangenbehaarung in der Regel viel schwächer. ♂: 3. Fühlerglied etwa in seiner Mitte am breitesten, höchstens so breit wie der Vorderfemur 14

14 Abdomen ganz oder wenigstens zum größten Teil gelb. 2. Fühlerglied ganz gelb, beim ♀ auch die Basis des dritten. Dorsale Marginalborsten von Tergit 2 sehr variabel, Marginalborsten der Tergite 3 und 4 höchstens so lang wie die Segmente auf denen sie stehen. Tergit 3 mit 4–6 Marginalborsten, im letzteren Fall sind die seitlichen viel schwächer . . . . . ***flavifrons*** Staeg.

– Grundfärbung des Abdomens (wenigstens der Tergite 4 und 5) schwarz. 2. Fühlerglied ± stark gebräunt. Dorsale Marginalborsten von Tergit 2 sehr stark, Marginalborsten der Tergite 3 und 4 länger als die Segmente, auf denen sie stehen. Tergit 3 mit 6 fast gleichlangen Marginalborsten . . . . . ***setosa*** Mesn.

15 Epaulette ganz schwarz, Basicosta weißlichgelb. – Grundfärbung des Abdomens dunkel, Tergite 1–3 an den Seiten aber aufgehellt. 2. Fühlerglied lebhaft gelb, nirgendwo verdunkelt, beim ♀ auch die Basis des 3. Fühlergliedes innen gelb. ♂: 3. Fühlerglied höchstens so breit wie der Vorderfemur . . . . . ***paludosa*** Mesn.

– Epaulette gelb oder rötlichbraun, nicht oder kaum dunkler als die Basicosta 16

16 Peristom (von der Seite gesehen) bei den ♂ so breit wie 1/10 – 1/6 des großen Augendurchmessers (Abb. 21), bei den ♀ so breit wie 1/6 – 1/5. Vibrisse auf oder etwas über der Höhe des unteren Augenrandes (Abb. 21). 2. Fühlerglied gelb oder nur nur ganz

schwach gebräunt. Grundfärbung des Abdomens bei beiden Geschlechtern gelb, die letzten Tergite aber oft verdunkelt. Prosternum oft nackt. ♂: 2. Aristaglied etwa so lang wie das 2. Fühlerglied (Abb. 21) 17

– Peristom bei den ♂ so breit wie 1/5 – 1/4 des großen Augendurchmessers (Abb. 20), bei den ♀ so breit wie 1/4 – 2/5. Vibrisse unter der Höhe des unteren Augenrandes (Abb. 20). 2. Fühlerglied in der Regel braun (gelb bei *variata*). Grundfärbung des Abdomens bei den ♀ schwarz, bei den ♂ zumindest die Tergite 4 und 5 verdunkelt. Prosternum mit einem Haar oder Börstchen auf jeder Seite (wie in Abb. 69). ♂: 2. Aristaglied 1,2–2,0mal so lang wie das 2. Fühlerglied (Abb. 20) 18

17 Wangen (von der Seite gesehen) auf halber Höhe deutlich schmaler als die Taster. Taster auch im distalen Drittel außen mit Börstchen, beim ♀ etwa so lang wie das 3. Fühlerglied, beim ♂ viel kürzer. Stirn und Gesicht ± gleichfarbig bereift. Abdomen in der Regel ganz gelb, selten die letzten Segmente etwas verdunkelt. 2. Fühlerglied hellgelb. Vordere oe fast so lang wie die großen Stirnborsten. Marginalborsten der Tergite 3 und 4 höchstens so lang wie die Segmente, auf denen sie stehen. Prosternum meist mit Börstchen. ♂: Peristom so breit wie 1/10 – 1/8 des großen Augendurchmessers; Gesicht etwa 1,5mal so lang wie die Stirn . . . . . ***flavifrons*** Staeg.

– Wangen etwa so breit wie die Taster (Abb. 21). Taster wenigstens in ihrem distalen Drittel außen nackt, beim ♀ etwa so lang wie die gesamten Fühler, beim ♂ etwas kürzer (Abb. 21). Bereifung der Stirn gelb, die des Gesichtes dagegen meist weiß. Abdomen auf den letzten Segmenten ± verdunkelt. 2. Fühlerglied meist schwach gebräunt. Vordere oe so lang wie die kleinen Stirnborsten (Abb. 21). Marginalborsten der Tergite 3 und 4 stark, länger als die Segmente, auf denen sie stehen. Prosternum fast immer nackt. ♂: Peristom so breit wie 1/8 – 1/6 des großen Augendurchmessers (Abb. 21); Gesicht 1,1–1,3mal so lang wie die Stirn . . . . . ***cristata*** F.

18 Endabschnitt von r_1 oft mit 1–2 Börstchen. Femora ganz gelb. ♂: 2. Aristaglied etwas länger als 1/2 des dritten . . . . . ***grandistyla*** Pand.

– Endabschnitt von r_1 immer nackt. Wenigstens der Hinterfemur apikal etwas gebräunt. ♂: 2. Aristaglied etwas kürzer als 1/2 des dritten . . . . . ***confusa*** Mesn.

(Bei der von ANDERSEN 1982 aus Dänemark beschriebenen *S. variata* sind die Femora und das 2. Fühlerglied ganz gelb.)

Aphria

1 Epaulette schwarz, Basicosta gelb. 4. Randabschnitt des Flügels wenigstens so lang wie der sechste. ♂: Stirn höchstens so breit wie ein Auge; Vorderkrallen länger als das letzte Tarsenglied. ♀: ve nicht von den Postokularzilien differenziert 2

– Epaulette und Basicosta gelb. 4. Randabschnitt kürzer als der sechste. ♂: Stirn breiter als ein Auge; Vorderkrallen etwas kürzer als das letzte Tarsenglied. ♀: ve etwas länger und stärker als die Postokularzilien, nach außen gebogen 3

2 r_{4+5} mit Börstchen höchstens bis r-m. 1. und 2. Randabschnitt des Flügels oben nackt (Abb. 142). Das Bereifungsband am Vorderrand der Tergite ist in seiner Mitte in eine Spitze nach hinten verlängert . . . . . ***longirostris*** Meig.

– r_{4+5} weiter als bis r-m mit Börstchen. 1. und 2. Randabschnitt des Flügels oben behaart (Abb. 143). Die Bereifung der Tergite zeigt in der Mitte keine Spitze . . . . . ***longilingua*** Rond.

3 r_{4+5} mit Börstchen höchstens bis r-m . . . . . ***latifrons*** Vill.

– r_{4+5} viel weiter als bis r-m mit Börstchen . . . . . ***xyphias*** Pand.

Bithia

1 r_{4+5} viel weiter als bis r-m mit Börstchen. r_1 und cu_1 fast immer mit Börstchen. Scutellum mit einer kurzen Lateralborste . . . . . ***spreta*** Meig.

– r_{4+5} höchstens bis r-m mit Börstchen. r_1 und cu_1 nackt. Scutellum ohne Lateralborsten 2

2 r_{4+5} bis r-m oder fast so weit mit Börstchen. – Epaulette gelb oder braun. Stirn beim ♂ etwa so breit wie ein Auge . . . . . ***glirina*** Rond.

– r_{4+5} mit 3–6 Börstchen an seiner Basis 3
3 Tergit 2 bis zu seinem Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 168). Stirn beim ♂ höchstens 0,95mal so breit wie ein Auge. – Epaulette schwarz. Scutellum mit gekreuzten Apikalborsten. Tergit 2 ohne Marginalborsten 4
– Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 167, 169). Stirn beim ♂ breiter als ein Auge 6
4 Abdomen unter jedem Blickwinkel völlig gleichmäßig bereift, ohne dunkle Flecken oder die Spur eines Mittellängsstreifens. Die längsten Haare der Arista sind etwa halb so lang wie der Durchmesser der Arista nahe ihrer Basis. ♂: Das senkrecht stehende Tergit 6 liegt mit Segment 7+8 fast in einer Ebene (Abb. 203); Stirn 0,51 – 0,59mal so breit wie ein Auge. ♀: Hinterrand der Tergite 5 und 6 nicht oder kaum schwächer bereift als der Hinterrand der vorangehenden Tergite . . . . . ***immaculata*** Hert.
– Abdomen bei bestimmtem Lichteinfall wenigstens mit der Spur einer dunklen Mittellängslinie. Arista länger behaart. ♂: Tergit 6 hat eine ähnliche Stellung wie Tergit 5, es bildet mit Segment 7+8 einen scharfen Winkel (Abb. 204); Stirn breiter. ♀: Hinterrand der Tergite 5 und 6 schwächer bereift als bei den vorangehenden Tergiten, bei Betrachtung direkt von hinten meist schwarz erscheinend 5
5 Bereifung des Abdomens mit unregelmäßigen Flecken, die je nach Blickwinkel heller oder dunkler erscheinen. Die längsten Haare der Arista sind etwa 2/3 so lang wie der Durchmesser des verdickten Abschnittes der Arista. ♂: Syncercus (von der Seite gesehen) etwas wellig, an der Spitze mit einem kurzen Häkchen (Abb. 267); Segment 7+8 etwa so lang wie das Epandrium (wie in Abb. 203); Stirn 0,73 – 0,95mal so breit wie ein Auge. ♀: Taster gelb; 2. Fühlerglied rotgelb . . . . . ***demotica*** Egg.
– Bereifung des Abdomens mit oder ohne veränderliche Flecken. Die längsten Haare der Arista sind etwa 3/4 so lang wie der Durchmesser des verdickten Abschnittes der Arista. ♂: Syncercus gerade, nur mit der Andeutung eines Häkchens (Abb. 268); Segment 7+8 etwa 1,5mal so lang wie das Epandrium (Abb. 204); Stirn 0,59 – 0,80mal so breit wie ein Auge. ♀: Taster gelb bis schwarzbraun; 2. Fühlerglied manchmal bräunlich bis schwarzbraun . . . . . ***modesta*** Meig.
6 Scutellum mit gekreuzten Apikalborsten. Epaulette schwarz. Stirn beim ♂ wenig breiter als ein Auge, ohne Prävertikalborste oder oe . . . . . ***acanthophora*** Rond.
– Scutellum ohne oder nur mit haarförmigen, divergierenden Apikalborsten. Epaulette gelb oder braun. Stirn beim ♂ wenigstens 1,4mal so breit wie ein Auge, mit einer Prävertikalborste und 2 oe 7
7 Tergit 2 mit 2 Marginalborsten. Epaulette wie die Basicosta gefärbt. ♂: 3. Fühlerglied etwa 3,5mal so lang wie das zweite . . . . . ***geniculata*** Zett.
– Tergit 2 ohne Marginalborsten. Epaulette etwas dunkler als die Basicosta. ♂: 3. Fühlerglied etwa 2,5mal so lang wie das zweite . . . . . ***jacentkovskyi*** Vill.

Solieria

Die ♀ von *Solieria* sind in manchen Fällen nicht sicher bestimmbar.

1 Abdomen mit (manchmal feinen) Diskalborsten. – ♂: Vorderkrallen so lang wie 3/4 des letzten Tarsengliedes; Stirn 0,90 – 0,95mal so breit wie ein Auge, mit 2 oe . . . . . ***borealis*** Ringd.
– Abdomen ohne Diskalborsten 2
2 ♂ (Epandrium sichtbar) 3
– ♀ 6
3 Vorderkrallen nur etwa halb so lang wie das letzte Tarsenglied. Stirn deutlich breiter als ein Auge, mit 2 oe und 1 Prävertikalborste . . . . . ***pacifica*** Meig.
– Vorderkrallen wenigstens so lang wie das letzte Tarsenglied. Stirn so breit wie ein Auge oder schmaler 4
4 Stirn etwa so breit wie ein Auge, meist mit 1–2 kleinen oe und einer Prävertikalborste. Tergite 2 und 3 mit einem schmalen schwarzen Mittellängsstreifen, der sich nach hinten verbreitert und die letzten beiden Tergite fast ganz einnimmt . . . . . ***vacua*** Rond.
– Stirn höchstens 0,8mal so breit wie ein Auge, ohne oe, sehr selten mit einer Prävertikalborste 5

5 Stirn 0,6 – 0,8mal so breit wie ein Auge. Taster in ihrem apikalen 1/5 – 1/4 verdunkelt. Tergite 2–4 jeweils mit einem trapezförmigen oder dreieckigen schwarzen Fleck, der vorn schmal und hinten breit ist . . . . . ***fenestrata*** Meig.

– Stirn 0,41 – 0,49mal so breit wie ein Auge. Taster nur an ihrer äußersten Spitze etwas dunkler. Abdomen mit einem schmalen schwarzen Längsstreifen, der nach hinten allmählich breiter wird und Tergit 5 ganz einnimmt . . . . . ***inanis*** Fall.

6 Taster an ihrer Spitze nicht oder kaum verdickt (Abb. 37). Stirn 1,20–1,45mal so breit wie ein Auge . . . . . ***pacifica*** Meig.

– Taster ± keulenförmig verdickt (Abb. 35, 36). Stirn 0,87–1,30mal so breit wie ein Auge 7

7 Stirn 0,87 – 0,95mal so breit wie ein Auge. Taster gelb (höchstens ganz an der Spitze etwas bräunlich), ihr verdickter Teil etwa so stark wie das Haustellum (Abb. 35) . . . . . ***inanis*** Fall.

– Stirn breiter. Taster etwas schwächer verdickt (Abb. 36) 8

8 Taster in ihrem apikalen 1/4 – 1/3 schwärzlich oder wenigstens stark gebräunt. Stirn 0,96–1,21mal so breit wie ein Auge . . . . . ***fenestrata*** Meig.

– Taster gelb, höchstens minimal gebräunt an ihrer Spitze. Stirn 1,02–1,30mal so breit wie ein Auge . . . . . ***vacua*** Rond.

Angiorhina

1 ♂: Stirn 0,24mal so breit wie ein Auge; Vorderer Ocellus kaum größer als die beiden hinteren; Parafrontalia an ihrem vorderen Ende kaum breiter als die zwischen ihnen befindliche Fühlerbasis; 3. Fühlerglied 1,5mal so lang wie breit; Wangenborsten viel schwächer und kürzer als die Stirnborsten; Vorderhüften auf ihrer Innenseite nackt; Vorderkrallen nicht länger als das letzte Tarsenglied, dieses etwas mehr als halb so breit wie lang; Entfernung zwischen den 2 ia kleiner als der Abstand der vorderen zur Quernaht; R_5 offen; Die Strecke von m zwischen r-m und m-cu ist 1,8–2,2mal so lang wie die zwischen m-cu und der Beugung; Loben von Sternit 5 sehr gerundet . . . . . ***fulvicornis*** Zett.

– ♂: Stirn 0,18mal so breit wie ein Auge; Vorderer Ocellus wesentlich größer als die beiden hinteren; Parafrontalia an ihrem vorderen Ende 1,3mal so breit wie die Fühlerbasis zwischen ihnen; 3. Fühlerglied 2mal so lang wie breit; Borsten im unteren Teil der Wangen fast so lang und stark wie die Stirnborsten; Vorderhüften auf dem größten Teil ihrer Innenseite kurz behaart; Vorderkrallen 1,2mal so lang wie das letzte Tarsenglied, dieses kaum halb so breit wie lang; Entfernung zwischen den 2 ia etwas größer als der Abstand der vorderen von der Quernaht; R_5 am Flügelrand geschlossen; Die Strecke von m zwischen r-m und m-cu ist 1,4mal so lang wie die zwischen m-cu und der Beugung; Loben von Sternit 5 mit wenig gerundeter Ecke, hinten etwas konkav . . . . . ***puncticeps*** Zett.

4.3. Subfamilie Dexiinae

Trixa

1 Tergit 2 ohne Diskalborsten (selten mit 1 oder 2). Scutellum mit gekreuzten Apikalborsten. Vibrisse länger und stärker als die umgebenden Subfacial- oder Gesichtsleistenborsten. Fühler so lang wie 1/2 – 2/3 der Gesichtshöhe. Femora schwarz oder dunkelbraun. r-m ist von einem dunkelbraunen Fleck umgeben . . . . . ***conspersa*** Harr.

– Tergit 2 mit zahlreichen unregelmäßigen Diskalborsten. Scutellum ohne gekreuzte Apikalborsten. Vibrisse nicht von den Subfacial- oder Gesichtsleistenbörstchen differenziert (Abb. 29). Fühler so lang wie 1/4 – 1/2 der Gesichtshöhe (Abb. 29). Femora ganz oder überwiegend gelb. Umgebung von r-m nicht oder nur ganz schwach verdunkelt . 2

2 Scutellum ganz schwarz. Körperlänge 12–14 mm . . . . . ***alpina*** Meig.

– Scutellum wenigstens an seiner Spitze gelbbraun. Körperlänge 8–12 mm . . . . . ***caerulescens*** Meig.

(*T. alpina* und *T. caerulescens* sind möglicherweise nur geografische Rassen einer einzigen Art.)

Billaea

1 Arista mit den Haaren wenigstens so breit wie das 3. Fühlerglied (Abb. 46) 2
– Arista mit den Haaren schmaler als das 3. Fühlerglied (wie in Abb. 40) 3
2 Basicosta schwarz. Tergite 3 und 4 schräg von hinten betrachtet mit zwei dreieckigen schwarzen Flecken, die oft fast bis zum Vorderrand der Segmente reichen (Abb. 168). 2 st. ♀: ad-Kamm der Hintertibia unregelmäßig, mit mehreren Zwischenborsten . . . . . ***triangulifera*** Zett.
– Basicosta gelb. Abdomen ohne eine solche Zeichnung. 3 st. ♀: ad-Kamm der Hintertibia regelmäßig, höchstens mit einer Zwischenborste . . . . . ***adelpha*** Loew
3 Thorax vor der Naht mit nur 4 dunklen Längsstreifen (der zentrale Streifen fehlt). Gesichtskiel wenigstens so breit wie das 3. Fühlerglied. Scutellum oft etwas rötlich durchscheinend . . . . . ***pectinata*** Meig.
– Thorax vor der Naht mit 5 dunklen Längsstreifen. Gesichtskiel viel schmaler als das 3. Fühlerglied. Scutellum ganz schwarz 4
4 Tergit 2 mit zwei Marginalborsten. ♂: Behaarung von Tergit 3 in seinem mittleren dorsalen Bereich halb aufgerichtet . . . . . ***irrorata*** Meig.
– Tergit 2 ohne Marginalborsten. ♂: Behaarung von Tergit 3 überall anliegend 5
5 Längste Haare der Arista etwa 3mal so lang wie der Durchmesser der Arista-Basis. 2. Fühlerglied schwarz oder braun. 2–3 Paar acr vor der Naht. 3 st. Abdomen gleichmäßig bereift, mit Schillerflecken . . . . . ***fortis*** Rond.
– Längste Haare der Arista nur wenig länger als der Durchmesser der Arista-Basis. 2. Fühlerglied rot. Gewöhnlich 0–1 Paar acr vor der Naht. 2 st. Tergite 3 und 4 mit trapezförmigen dunklen Flecken . . . . . ***steini*** B.B.

Dinera

1 Tergit 2 nur an seiner Basis etwas ausgehöhlt (wie in Abb. 170). R_5 am Flügelrand geschlossen (wie in Abb. 128) oder mit einem sehr kurzen Stiel (Abb. 124). Tibien gelb, Femora gelb oder braun. Abdomen dicht gelblichgrau bereift, ohne Schillerflecken. – Körperlänge 5–7 mm . . . . . ***grisescens*** Fall.
– Tergit 2 wenigstens bis zur Mitte ausgehöhlt (wie in Abb. 167–169). R_5 offen. Beine schwarz oder dunkelbraun. Bereifung des Abdomens mit Schillerflecken 2
2 Kopf höher als lang. Tergit 2 bis zu seinem Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 168). 4 dc hinter der Naht. Körperlänge 8–14 mm . . . . . ***ferina*** Fall.
– Kopf so lang wie hoch. Tergit 2 nicht bis zu seinem Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 167, 169). 3 dc hinter der Naht. Körperlänge 6–11 mm . . . . . ***carinifrons*** Fall.

Estheria

1 Wangen nackt 2
– Wangen behaart 3
2 4 Humeralborsten, die 3 stärksten stehen in einer ± geraden Linie (wie in Abb. 80). 3 dc hinter der Naht. Stiel von R_5 höchstens so lang wie r-m, meist viel kürzer. Scutellum überwiegend gelb . . . . . ***cristata*** Meig.
– 5 Humeralborsten, die 3 stärksten bilden ein Dreieck (wie in Abb. 76). 4 dc hinter der Naht. Stiel von R_5 länger als r-m. Scutellum schwarz . . . . . ***bohemani*** Rond.
3 Der Bereich um m-cu und die Spitzenquerader ist gebräunt. Basicosta bräunlichgelb. Humeralcallus in der Grundfarbe wenigstens teilweise gelb (selten ganz verdunkelt). Körperlänge 9–12 mm . . . . . ***picta*** Meig.
– Der Bereich um die genannten Adern ist nicht gebräunt. Basicosta schwarzbraun. Humeralcallus schwarz. Körperlänge 9–14 mm . . . . . ***petiolata*** Bonsd.

Dexia

1 3–4 st. Die sehr feine Behaarung am Rand der Calyptrae ist nicht länger als der Durchmesser des Saumes. Abdomen bis hinten gleichmäßig bereift, beim ♂ in der Grundfarbe gelb mit einem (oft nur durchscheinenden) schwarzen Mittellängsstreifen, beim ♀ dunkelbraun . . . . . ***rustica*** Fall.

– 2 st. Calyptrae am Außenrand mit Haaren, die 2–4mal so lang sind wie der Durchmesser des Saumes. Tergite beim ♂ auf 1/2 – 5/6, beim ♀ auf 1/4 – 3/4 ihrer Länge bereift. Abdomen beim ♂ gelb mit ± schwarzem Hinterrand der Tergite (besonders 4 und 5), beim ♀ schwarz . . . . . ***vacua*** Fall.

Zeuxia

1 Stiel von R_5 wenigstens so lang wie 2/5 der Spitzenquerader. Tergite bis zum Hinterrand bereift. ♂: Parafrontalia mit einer Reihe oe (die längsten etwa so stark wie die hinteren Stirnborsten) . . . . . ***cinerea*** Meig.

– R_5 offen, geschlossen oder nur sehr kurz gestielt. Hinterrand der Tergite meist glänzend schwarz. ♂: Parafrontalia nur mit nach vorn gerichteter Behaarung (viel kürzer als die hinteren Stirnborsten) 2

2 Die 3 stärksten Humeralborsten stehen in einer geraden Linie (wie in Abb. 70, 80). Wangen bis unten behaart (beim ♀ nur wenige Haare vorhanden). Arista mit ihrer Behaarung höchstens so breit wie das 3. Fühlerglied. Tergit 2 ohne dorsale Marginalborsten. Taster gelb . . . . . ***brevicornis*** Egg.

– Die 3 stärksten Humeralborsten stehen in einem Dreieck (wie in Abb. 71, 77). Wangen nackt. Arista mit ihrer Behaarung breiter als das 3. Fühlerglied. Tergit 2 meist mit 2 dorsalen Marginalborsten. Taster schwarz . . . . . ***subapennina*** Rond.

Eriothrix

1 Fühler an ihrer Basis wenigstens um 2/3 der Breite des 1. Fühlergliedes getrennt. Wangen 1,5–2,1mal so breit wie das 3. Fühlerglied. ♂: Stirn 0,14 – 0,20mal so breit wie ein Auge; Mitteltibia ohne Innenborste; vi ± haarförmig und nach vorn gebogen. – Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung länger als der Abstand der Beugung zum Flügelrand . . . . . ***monticola*** Egg.

– Fühler an ihrer Basis eng zusammenstehend, höchstens um 1/3 der Breite des 1. Fühlergliedes getrennt. Wangen 0,7–1,3mal so breit wie das 3. Fühlerglied. ♂: Stirn wenigstens 0,24mal so breit wie ein Auge; Mitteltibia mit 1–2 Innenborsten; vi stark, gekreuzt 2

2 Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung länger als der Abstand der Beugung zum Flügelrand. Arista nur in ihrem basalen 1/5 – 1/4 verdickt (Abb. 49). Dorsale Borsten der mittleren Tergite 1,2–1,7mal so lang wie die Segmente, auf denen sie stehen. Abdomen beim ♀ ganz schwarz, beim ♂ an den Seiten der Tergite 3 und 4 etwas rötlich (von oben aber ebenfalls ganz dunkel erscheinend). Abdominalbehaarung beim ♂ zum Teil aufgerichtet . . . . . ***prolixa*** Meig.

– Strecke von m zwischen m-cu und der Beugung so lang wie der Abstand der Beugung zum Flügelrand oder kürzer. Arista wenigstens in ihrem basalen 1/3 verdickt. Dorsale Borsten der mittleren Tergite 0,8–1,1mal so lang wie die Segmente, auf denen sie stehen. Abdomen an den Seiten ± breit rötlichgelb. Abdominalbehaarung anliegend . 3

3 R_5 gestielt oder wenigstens am Flügelrand geschlossen (wie in Abb. 128). ♂: Vorderkrallen 1,0–1,3 mal so lang wie das letzte Tarsenglied; Epandrium kürzer als Segment 7+8 . . . . . ***rufomaculatus*** DeG.

– R_5 offen. ♂: Vorderkrallen 1,4–1,8mal so lang (*argyreatus*, *apenninus*) oder nur 0,8 – 0,9mal so lang wie das letzte Tarsenglied (*micronyx*); Epandrium wenigstens so lang wie Segment 7+8 (nur bei *micronyx* kürzer) 4

4 Humeralcallus mit einer inneren vorderen Borste, die etwa so lang ist wie 2/3 – 3/4 der inneren basalen Borste (Abb. 78). ♂: Stirn 0,30 – 0,48mal so breit wie ein Auge, ohne Prävertikalborste; Stirnborsten nach hinten kürzer und schwächer werdend . . . . . ***argyreatus*** Meig.

– Humeralcallus ohne (wie in Abb. 73) oder nur mit einer haarförmigen inneren vorderen Borste. ♂: Stirn wenigstens 0,5mal so breit wie ein Auge, mit einer Prävertikalborste; Stirnborsten annähernd gleichlang, die hinterste ist nach hinten gebogen und meist etwas länger und stärker als die übrigen 5

5 Hinterkopf nur mit einer Reihe schwarzer Börstchen. Abdomen beim ♂ oft fast ganz von Bereifung bedeckt, beim ♀ wenigstens mit sehr deutlicher Bereifung am Vorder-

rand der Tergite. ♂: Stirn 0,50 – 0,65mal so breit wie ein Auge; Stirnborsten etwa bis zur Mitte des 2. Fühlergliedes auf die Wangen herabgehend; Epandrium etwa 1,5mal so lang wie Segment 7+8 (wie in Abb. 204) . . . . . ***apenninus*** Rond.

– Hinterkopf mit 2–3 unregelmäßigen Reihen schwarzer Börstchen. Bereifung beim ♂ nur am Vorderrand der Tergite vorhanden, beim ♀ nur in Spuren sichtbar. ♂: Stirn 0,68 – 0,90mal so breit wie ein Auge; Stirnborsten büschelartig bis zum Ende des 2. Fühlergliedes auf die Wangen herabgehend; Epandrium kürzer als Segment 7+8 . . . . . ***micronyx*** Stein.

Trafoia

1 2 dc vor der Naht. Die Ocellen bilden ein etwa gleichseitiges Dreieck. Tergite nur mit leichter Bereifung am ihrem Vorderrand. Tergit 2 ventral ohne gelbe Haare . . . . . ***gemina*** Hert.

– 3 dc vor der Naht. Die Ocellen bilden ein langgestrecktes gleichschenkliges Dreieck (2–2,5mal so lang wie der Abstand der hinteren Ocellen). Abdomen ausgedehnter und dichter bereift. Tergit 2 ventral mit gelben Haaren . . . . . ***monticola*** B.B.

Campylocheta

1 Wangen nackt oder nur mit 1–3 Härchen unter den Stirnborsten 2

– Wangen unter den Stirnborsten deutlich behaart, die Härchen manchmal fast bis zur Mitte der Wangen oder noch weiter herabreichend 3

2 Flügel ohne verdunkelte Zonen um die Adern. m-cu mündet weit vor der Mitte zwischen r-m und der Beugung von m. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/4 – 1/2 des 3. Fühlergliedes. Zwischen Ocellar- und Postocellarborsten befindet sich ein zusätzliches feines Borstenpaar. Stirn beim ♂ etwa so breit wie ein Auge . ***inepta*** Meig.

– Der Bereich um r-m, m-cu und meist auch der Spitzenquerader ist gebräunt. m-cu mündet auf der Mitte zwischen r-m und der Beugung von m oder etwas dahinter. Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/2 – 1/1 des 3. Fühlergliedes. Die Fläche zwischen Ocellar- und Postocellarborsten ist nur behaart. Stirn beim ♂ 0,6 – 0,8mal so breit wie ein Auge . . . . . ***fuscinervis*** Stein

3 Taster schwarz behaart. Hinterkopf mit 3 unregelmäßigen Reihen schwarzer Börstchen hinter den Postokularzilien. Wangen etwa so breit wie das 3. Fühlerglied. ♂: Surstyli etwas kürzer als die Cerci . . . . . ***praecox*** Meig.

– Taster wenigstens teilweise gelb behaart. Hinterkopf nur mit 2 Reihen schwarzer Börstchen hinter den Postokularzilien. Wangen deutlich breiter als das 3. Fühlerglied. ♂: Surstyli viel länger als die Cerci . . . . . ***latigena*** Mesn.

Blepharomyia

1 Stirn beim ♂ 0,30 – 0,45mal, beim ♀ 0,66 – 0,82mal so breit wie ein Auge. Fühler nur etwa so lang wie 1/2 des großen Augendurchmessers. 3. Fühlerglied 1,5–1,8mal so lang wie das zweite. Abdomen bis an den Hinterrand der Tergite mit (bei verschiedener Blickrichtung veränderlicher) Bereifung bedeckt. ♂: Parafrontalia nur mit sehr feiner Behaarung . . . . . ***angustifrons*** Hert.

– Stirn beim ♂ 0,77–1,38mal, beim ♀ 0,95–1,40mal so breit wie ein Auge. Fühler so lang wie 2/3 – 5/6 des großen Augendurchmessers. 3. Fühlerglied beim ♀ mehr als 2mal, beim ♂ mehr als 3mal so lang wie das zweite. Hinterrand der Tergite (wenigstens von Tergit 3) ± breit schwarz. ♂: Parafrontalia mit nach vorn gerichteten stärkeren Haaren oder Borsten (oe) 2

2 Stirn beim ♂ 0,77 – 0,99mal, beim ♀ 0,95–1,15mal so breit wie ein Auge. Wangen (von oben gesehen) überall dicht und gleichmäßig bereift. Tergit 2 mit 2 dorsalen und auf jeder Seite 2–3 lateralen Marginalborsten. Die Bereifung von Tergit 3 bedeckt an den Seiten 2/3 – 5/6 des Segments. Peristomalbehaarung fein, nicht oder kaum gröber als die Behaarung der Mesopleure. Wangenborsten höchstens von wenigen kurzen Haaren begleitet; längste Wangenborste 1,5–2,5mal so lang wie die Breite der Wange an ihrer schmalsten Stelle . . . . . ***pagana*** Meig.

– Stirn beim ♂ 1,04–1,38mal, beim ♀ 1,08–1,40mal so breit wie ein Auge. Wangen (von oben gesehen) mit einem schwarzen Fleck vor dem Augenrand. Tergit 2 in der Regel mit einer vollständigen Reihe von Marginalborsten. Die Bereifung von Tergit 3 bedeckt an den Seiten 1/3 – 3/5 des Segments. Peristomalbehaarung grob, viel gröber als die Behaarung der Mesopleure. Die Reihe der Wangenborsten wird in der Regel von groben Haaren oder kurzen Borsten begleitet; längste Wangenborste etwa 3mal so lang wie die Breite der Wange an ihrer schmalsten Stelle . . . . . ***piliceps*** Zett.

Ramonda

1 Propleure behaart (wenigstens vorn). Tergite 3–5 am Vorderrand mit deutlicher weißer Bereifung. Hinter den Ocellarborsten befindet sich ein weiteres Borstenpaar. Körperlänge 5,5–7,5 mm . . . . . ***spathulata*** Fall.

– Propleure nackt. Abdomen glänzend schwarz, selten mit einer Spur von Bereifung am Vorderrand (♂ von *ringdahli*). 1 Paar Ocellarborsten. Körperlänge 3,5–6 mm 2

2 Basicosta lebhaft gelb. Die Börstchen von r_{4+5} reichen weit über r-m hinaus. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Taster schwarz oder dunkelbraun, in ihrem apikalen 1/3 kaum dicker als die Vibrisse an ihrer Basis. ♂: Abdomen ventral mit büschelartig abstehender Behaarung . . . . . ***latifrons*** Zett.

– Basicosta schwarz oder braun. Höchstens 1 oder 2 Börstchen von r_{4+5} befinden sich jenseits von r-m. Hintertibia mit 2–4 dorsalen Endspornen. Taster gelb bis schwarz, in ihrem apikalen 1/3 wenigstens 2mal so dick wie die Vibrisse an ihrer Basis. ♂: Abdomen ventral ohne Büschel abstehender Haare 3

3 Hintertibia mit 4 dorsalen Endspornen. 3 st 4

– Hintertibia mit 2 oder 3 dorsalen Endspornen. 2 oder 3 st 5

4 Mundrand (von der Seite gesehen) stark vorgezogen. Haustellum etwa 5mal so lang wie sein Durchmesser. Obere Hälfte des Hinterkopfes mit schwarzen Börstchen. Taster schwarz . . . . . ***jugorum*** Vill.

– Mundrand von der Seite nicht sichtbar. Haustellum 2–2,5mal so lang wie sein Durchmesser. Hinterkopf in seiner oberen Hälfte nur mit 1–2 Reihen schwarzer Börstchen. Taster gelb oder braun . . . . . ***delphinensis*** Vill.

5 3 st. r_1 nackt. 2. Glied der Arista 2,5–4mal so lang wie sein Durchmesser 6

– 2 st. r_1 in seinen basalen 2/3 fast immer mit Börstchen (nur bei *prunicia* manchmal nackt). 2. Glied der Arista 1–2mal so lang wie sein Durchmesser. – Thorax vor der Naht praktisch ohne Bereifung. 1. und 2. Randabschnitt des Flügels oben nackt 7

6 1. und 2. Randabschnitt des Flügels oben behaart (Abb. 144). Thorax vor der Naht praktisch ohne Bereifung, ohne schwarze Längsstreifen. Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen . . . . . ***ringdahli*** Vill.

– 1. und 2. Randabschnitt des Flügels oben nackt (wie in Abb. 142). Thorax vor der Naht deutlich bereift mit 4 schwarzen Längsstreifen. Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen . . . . . ***plorans*** Rond.

7 Hintertibia mit 3 dorsalen Endspornen . . . . . ***prunaria*** Rond.

– Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen . . . . . ***prunicia*** Hert.

(*R. prunicia* ist möglicherweise nur eine Form von *R. prunaria*.)

Wagneria

1 Scutellum ohne aufgerichtete Börstchen. Abdomen beim ♀ ganz borstenlos, beim ♂ mit nur 2 kurzen (meist ± anliegenden) Marginalborsten auf Tergit 4 und einem Kranz von schwachen, nach hinten gerichteten Marginalborsten auf Tergit 5. Flügel ohne Randdorn . . . . . ***alpina*** Vill.

– Scutellum auf seiner dorsalen Fläche mit zahlreichen aufgerichteten Börstchen. Abdomen umfangreicher und abstehend beborstet. Randdorn des Flügels länger als r-m 2

2 2 st. 2 dc vor der Naht. Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten. Tergit 2 bis zu seinem Hinterrand ausgehöhlt . . . . . ***cunctans*** Meig.

– 3 st. 3 dc vor der Naht. Tergit 4 (und meist auch Tergit 3) mit Diskalborsten. Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt 3

3 Taster schwarz. Vorderrand der Tergite mit schwacher Bereifung. Tergit 4 etwa 2mal so breit wie lang. Propleure nackt. Vordertibia mit 2–4 pd-Börstchen. ♂: Vorderkrallen etwa so lang wie das letzte Tarsenglied . . . . . ***gagatea*** R.D.

– Taster gelb. Abdomen ohne Bereifung. Tergit 4 höchstens 1,5mal so breit wie lang. Propleure behaart. Vordertibia ohne pd-Börstchen. ♂: Vorderkrallen höchstens so lang wie 2/3 des letzten Tarsengliedes . . . . . ***costata*** Fall.

Kirbya

1 Tergit 4 beim ♂ mit 8–10, beim ♀ mit 6–8 starken Marginalborsten. Randdorn des Flügels 1,5–3mal so lang wie r-m. Tergite 3–5 beim ♂ mit leichter Bereifung am Vorderrand, beim ♀ ohne Bereifung . . . . . ***moerens*** Meig.

– Tergit 4 beim ♂ mit 4–6 schwachen Marginalborsten, die seitlichen kaum von der seitlichen Behaarung von Tergit 5 unterschieden; beim ♀ fehlen die Marginalborsten ganz. Randdorn des Flügels 1–2mal so lang wie r-m. Abdomen bei beiden Geschlechtern glänzend schwarz, ohne Bereifung . . . . . ***unicolor*** Vill.

Athrycia

1 Arista nur etwa bis zur halben Länge verdickt. Propleure fast immer behaart. Wangen mit 2 abwärts gebogenen Borsten, von denen die untere die längere ist. Oberseite des Körpers mit gelblicher, auf der Stirn oft goldgelber Bereifung . . . . . ***curvinervis*** Zett.

– Arista über die Hälfte hinaus verdickt (vor allem beim ♂). Propleure nackt. Wangen in der Regel mit 3 oder 4 abwärts gebogenen Borsten. Bereifung grau **2**

2 Der Abstand der Beugung von m zum Flügelhinterrand ist 0,77–1,07mal so lang wie die Spitzenquerader (Abb. 135). 2. Fühlerglied meist schwarz, selten bräunlich oder rötlichgelb . . . . . ***trepida*** Meig.

– Der Abstand der Beugung von m zum Flügelhinterrand ist 1,08–1,39mal so lang wie die sehr steile Spitzenquerader (Abb. 123). 2. Fühlerglied rötlichgelb . . . ***impressa*** Wulp.

Cyrtophleba

1 Tergite 3 und 4 ohne Diskalborsten (selten einige schwache Diskalen im hinteren 1/3 von Tergit 4). Behaarung des Abdomens anliegend. Ocellarborsten auf der Höhe des vorderen Ocellus. r_{4+5} mit Börstchen bis r-m . . . . . ***ruricola*** Meig.

– Tergite 3 und 4 mit starken Diskalborsten. Behaarung des Abdomens aufgerichtet. Ocellarborsten hinter dem vorderen Ocellus. r_{4+5} nur bis zur Mitte zwischen der Basis und r-m mit Börstchen . . . . . ***vernalis*** Kram.

Thelaira

1 Mitteltibia mit 2 ad (Abb. 152). ve fehlend oder haarförmig. Calyptrae weiß, ihr Rand meist gelblich. ♀: Vorletztes Glied des Vordertarsus 1,5–2mal so lang wie breit; Tergit 5 unbereift. ♂: Mittlere dorsale Behaarung der Tergite 3 und 4 so lang wie 1/4 – 2/5 der Marginalborsten; Abdomen von oben gesehen meist dunkel erscheinend . . ***nigripes*** F.

– Mitteltibia mit 3–4 ad (Abb. 153). ♀: Vorletztes Glied des Vordertarsus 1,2–1,4mal so lang wie breit **2**

2 ve schwach aber etwa so lang wie 1/2 von vi. Calyptrae gelblich. ♂: Mittlere dorsale Behaarung der Tergite 3 und 4 fein, so lang wie 1/7 – 1/5 der Marginalborsten; helle Seitenflecke des Abdomens ausgedehnt, von oben stets deutlich sichtbar. ♀: Tergit 5 unbereift . . . . . ***solivaga*** Harr.

– ve fehlend oder haarförmig. Calyptrae weiß (auch der Rand). ♂: Mittlere dorsale Behaarung der Tergite 3 und 4 grob, etwa so lang wie 1/4 der Marginalborsten; Abdomen (von oben gesehen) dunkel erscheinend. ♀: Tergit 5 etwa im vorderen 1/3 bereift . . . . . ***leucozona*** Meig.

Dufouria

1 Hintertibia mit 3–4 dorsalen Endspornen. Mitteltibia mit 3–4 ad. R_5 meist breit offen (wie in Abb. 119). Tergit 2 beim ♂ mit einer vollständigen Reihe von Marginalborsten, beim ♀ mit 2–4 dorsalen Marginalborsten. – Vordertibia mit 2 hinteren Borsten. Augen bei beiden Geschlechtern behaart . . . . . ***chalybeata*** Meig.

– Hintertibia mit 2 dorsalen Endspornen. Mitteltibia mit 2 ad (selten mit einer schwachen dritten ad im distalen 1/4). R_5 schmal geöffnet (wie in Abb. 123), geschlossen (wie in Abb. 128) oder sehr kurz gestielt (wie in Abb. 124). Tergit 2 beim ♀ ohne, beim ♂ mit 2 dorsalen Marginalborsten 2

2 Die längsten Haare der Arista sind kaum so lang wie der Durchmesser der verdickten Arista-Basis. Randdorn des Flügels kürzer als r-m. Entfernung der beiden ia untereinander etwa so groß wie der Abstand der vorderen ia zur Naht. Augen behaart beim ♂, nackt oder nur sehr spärlich und kurz behaart beim ♀. 1 Paar acr vor der Naht. r_{4+5} ± weit mit Börstchen. Vordertibia mit 1 hinteren Borste. ♂: Die dichte und lange Behaarung der Parafrontalia geht etwa bis zur Mitte des 3. Fühlergliedes herab . ***nigrita*** Fall.

– Die längsten Haare der Arista sind etwas länger als der Durchmesser der verdickten Arista-Basis. Randdorn des Flügels fast 2mal so lang wie r-m. Entfernung der beiden ia untereinander etwa 2mal so groß wie der Abstand der vorderen ia zur Naht. Augen bei beiden Geschlechtern nackt. Keine acr vor der Naht. r_{4+5} nur mit 2–3 Börstchen an der Basis. Vordertibia mit 1–2 hinteren Borsten. ♂: Die Behaarung der Parafrontalia geht höchstens bis zum Ende des 2. Fühlergliedes herab . . . . . ***occlusa*** R.D.

Rondania

1 Stiel von R_5 fast so lang wie die Spitzenquerader. Abdomen praktisch unbereift, ± gelb (wenigstens gelbe Streifen am Vorderrand der Tergite vorhanden). Mitteltibia ohne Innenborste . . . . . ***fasciata*** Meig.

– R_5 offen, geschlossen oder kurz gestielt, der Stiel im letzteren Fall höchstens so lang wie 1/3 der Spitzenquerader. Abdomen schwarz, grau bereift mit schwarzen Flecken. Mitteltibia mit Innenborste 2

2 Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 3/5 – 5/6 des 3. Fühlergliedes. R_5 offen, selten am Flügelrand geschlossen. Stirn beim ♂ so breit wie 2/3 – 1/1 des 3. Fühlergliedes . . . . . ***cucullata*** R.D.

– Wangen an ihrer schmalsten Stelle so breit wie 1/4 – 2/5 des 3. Fühlergliedes. R_5 gestielt, selten nur am Rand geschlossen. Stirn beim ♂ so breit wie 1/5 – 1/2 des 3. Fühlergliedes 3

3 Stiel von R_5 höchstens 0,24mal so lang wie die Spitzenquerader. ♂: Calyptrae schwärzlich. ♀: Tibien schwarz oder dunkelbraun, Femora überwiegend gelb (apikales 1/3 oft schwarz) . . . . . ***dimidiata*** Meig.

– Stiel von R_5 0,25 – 0,33mal so lang wie die Spitzenquerader. ♂: Calyptrae hell. ♀: Tibien und Femora gelb . . . . . ***dispar*** Duf.

4.4. Subfamilie Phasiinae

Eliozeta

1 Fühler an ihrer Basis wenigstens um die halbe Breite des 1. Fühlergliedes getrennt. 3. Fühlerglied höchstens 1,3mal so lang wie das zweite. Arista auf 1/5 – 1/3 ihrer Länge verdickt . . . . . ***helluo*** F.

– Fühler an ihrer Basis kaum getrennt; sie berühren sich fast. 3.Fühlerglied 2,1–2,5mal so lang wie das zweite. Arista auf etwa 2/3 ihrer Länge verdickt . . . . . ***pellucens*** Fall.

Ectophasia

1 Haustellum lang (3,5–5,5mal so lang wie sein Durchmesser). ♀: Sternit 7 nach vorn gebogen (Abb. 228). ♂ (typische Exemplare): Abdomen nicht oder kaum länger als breit, Färbung gelb mit einem schwarzen Mittellängsstreifen, der mindestens so breit ist

wie 1/5 des Abdomens (Abb. 171); Sternit 3 mindestens so breit wie die daneben angrenzende Ventralmembran; Thorax vor dem Scutellum oft schwärzlich, aber ± dicht bereift; Abdomen zuweilen ganz schwarz . . . . . ***crassipennis*** F.

– Haustellum kürzer (2,8–5,2mal so lang wie sein Durchmesser). ♀: Sternit 7 am Ende etwas nach hinten gebogen (Abb. 227). ♂ (typische Exemplare): Abdomen deutlich länger als breit, Färbung rot mit einem schmalen schwarzen Mittellängsstreifen (maximal 1/8 der Abdomenbreite), der manchmal ganz fehlt; Sternit 3 schmaler als die Ventralmembran (Abb. 183); Thorax vor dem Scutellum glänzend schwarz, an dieser Stelle selten etwas bereift; gynäkomorphe Exemplare mit gleichmäßig dichter Bereifung des Abdomens scheinen fast nur bei dieser Art aufzutreten; eine Verdunklung des Abdomens ist selten . . . . . ***oblonga*** R.D.

(Zur Möglichkeit einer Trennung der *Ectophasia*-Arten nach Merkmalen der Genitalien beim ♂ siehe HUBENOV 1982.)

Gymnosoma

Die Arten dieser Gattung sind revisionsbedürftig und auch für den Spezialisten zuweilen nur schwer zu bestimmen. Diese Tabelle ist daher provisorisch und gilt nur für typische Vertreter der mitteleuropäischen Fauna. Die letzte zusammenfassende Bearbeitung der Gattung stammt von ZIMIN (1966).

1 Femora ohne Dörnchenkamm. m-cu viel steiler als die Spitzenquerader. Der Stiel von R_5 endet in der Flügelspitze (Abb. 126). ♂: Die Bereifung des Thorax endet vor der Quernaht. ♀: Humeralcallus nur in seiner unteren Hälfte bereift. – Körperlänge 2–4 mm . . . . . ***nitens*** Meig.

– Vorder- und Mittelfemur av und pv distal mit einem Dörnchenkamm (Abb. 151). m-cu verläuft annähernd parallel zur Spitzenquerader. Der Stiel von R_5 mündet deutlich vor der Flügelspitze in die Costa (Abb. 125). ♂: Die Bereifung des Thorax reicht wenigstens bis zur Quernaht (meist viel weiter). ♀: Humeralcallus ganz bereift. – Körperlänge 3,5–8 mm 2

2 ♂ (Syncercus mit einem Fortsatz, Abb. 273–276) 3

– ♀ (2 plattenartige Cerci vorhanden, Abb. 201, 202) 8

3 Syncercus mit einem fingerartigen Fortsatz, der am Ende verdickt ist (Abb. 273). – Thorax vor dem Scutellum fast immer mit 3 Flecken von Bereifung, die auch ± zusammengeflossen sein können (Abb. 66) . . . . . ***clavatum*** Rohd.

[Die von DUPUIS (1960) beschriebene Art *brachypeltae* ist nur nach Merkmalen ihrer Eier zu erkennen. ZIMIN (1966) betrachtet sie als synonym zu *clavatum*.]

– Fortsatz des Syncercus flach dreieckig (Abb. 274–276) oder ± fingerartig, dann aber am Ende nicht verdickt. Thorax vor dem Scutellum höchstens mit einem Bereifungsfleck 4

4 Die Bereifung des Thorax setzt sich nach hinten als dicht bereifte helle Mittellängslinie bis zur Spitze des Scutellums fort. Behaarung am hinteren Seitenrand der Tergite 5 und 6 kurz, die längsten Haare kürzer als 1/5 von Tergit 5. Fortsatz des Syncercus relativ breit (Abb. 274, 275). – Dorsale Behaarung des Thorax höchstens so lang wie der waagrechte Durchmesser des Bulbus 5

– Thorax und Scutellum (schräg von hinten betrachtet) ohne zusammenhängende Bereifungslinie; wenn (in wenigen Fällen) eine Linie angedeutet ist, dann erscheint sie relativ dunkel und ist bei unterschiedlichem Lichteinfall ziemlich veränderlich. Die längsten Haare am hinteren Seitenrand der Tergite 5 und 6 sind etwa so lang wie 1/5 – 1/4 von Tergit 5. Fortsatz des Syncercus schmaler (Abb. 276) 6

5 „Schultern" des Syncercus deutlich hervortretend, sein Fortsatz breit dreieckig (Abb. 275) . . . . . ***dolycoridis*** Dup.

– „Schultern" des Syncercus sehr abgerundet, sein Fortsatz schmaler (Abb. 274) . . . . . ***desertorum*** Rohd.

[Die morphologischen Merkmale zur Trennung von *dolycoridis* und *desertorum* sind noch nicht restlos geklärt; ähnliches gilt für die von DUPUIS (1960) beschriebene *carpocoridis*, die in die nähere Verwandtschaft dieser zwei Arten gehört.]

6 Die Bereifung des Thorax bildet hinter der Naht ein durchgehendes Querband, das an seiner schmalsten Stelle an den Seiten wenigstens so breit ist wie die Epaulette (Abb. 65). – Dorsale Behaarung des Thorax 1–2mal so lang wie der waagrechte Durchmesser des Bulbus. Körperlänge 5–8 mm . . . . . ***rotundatum*** L.

– Die schwarze Färbung des Thorax reicht an den Seiten bis zur Naht (wie in Abb. 66) oder fast so weit 7

7 Dorsale Behaarung des Thorax aufgerichtet, 1,5–2mal so lang wie der waagrechte Durchmesser des Bulbus. Körperlänge 3,5–5 mm . . . . . ***costatum*** Panz.

– Dorsale Behaarung des Thorax mehr anliegend, höchstens so lang wie der waagrechte Durchmesser des Bulbus. Körperlänge 5–7,5 mm . . . . . ***nudifrons*** Hert.

8 Cerci apikal gerundet (Abb. 201). Sternit 8 (Ovipositor) sehr kurz, von der Seite nicht oder kaum sichtbar. Thorax vor dem Scutellum fast immer mit 3 Flecken von Bereifung, die auch ± zusammengeflossen sein können (Abb. 66) . . . . . ***clavatum*** Rohd.

– Cerci apikal zugespitzt (Abb. 202). Das gebogene 8. Sternit ragt aus dem Postabdomen hervor; es ist von der Seite gut sichtbar. Thorax vor dem Scutellum höchstens mit einem Bereifungsfleck 9

9 Parafrontalia auf ihrer ganzen Länge glänzend schwarz 10

– Parafrontalia auf höchstens 1/2 – 3/4 ihrer Länge glänzend schwarz, manchmal nur ein schmaler Streifen längs des oberen Augenrandes 11

10 Dorsale Behaarung des Thorax ± aufgerichtet, länger als der waagrechte Durchmesser des Bulbus. Tergit 5 ganz oder zum überwiegenden Teil schwarz. Körperlänge 3,5–5 mm . . . . . ***costatum*** Panz.

– Dorsale Behaarung des Thorax anliegend, kürzer als der waagrechte Durchmesser des Bulbus. Tergit 5 rot mit einer ± rundlichen schwarzen Makel. Körperlänge 5–7,5 mm . . . . . ***nudifrons*** Hert.

11 Dorsale Behaarung des Thorax ± aufgerichtet, 1–2mal so lang wie der waagrechte Durchmesser des Bulbus. Die präscutellaren acr und dc reichen nach hinten über die halbe Länge des Scutellums hinaus. Die längsten Haare am hinteren Seitenrand der Tergite 5 und 6 sind etwa so lang wie 1/4 von Tergit 5. Scutellum nur an der Spitze mit einem Bereifungsfleck, selten auch an seiner Basis oder auf dem Thorax direkt vor dem Scutellum mit ein wenig Bereifung . . . . . ***rotundatum*** L.

– Dorsale Behaarung des Thorax anliegend, kürzer als der waagrechte Durchmesser des Bulbus. Die präscutellaren acr und dc reichen nach hinten höchstens bis zum vorderen 1/3 des Scutellums. Behaarung am hinteren Seitenrand der Tergite 5 und 6 kurz, die längsten Haare höchstens so lang wie 1/5 von Tergit 5. Scutellum mit einer durchgehenden Mittellinie von Bereifung, die sich meist auf dem hinteren 1/5 – 1/3 des Thorax fortsetzt 12

12 Hinterrand von Sternit 7 in seiner Mitte nach hinten hervorgewölbt . ***dolycoridis*** Dup.

– Hinterrand von Sternit 7 gerade. – Ostpaläarktische Art . . . . . ***desertorum*** Rohd.

Opesia

1 Stirnborsten bis zur Mitte des 2. Fühlergliedes oder etwas weiter auf die Wangen herabgehend. 1 st. Vertikalborsten von den Postokularzilien nicht differenziert. ♂: Vorderkrallen nur wenig länger als das letzte Tarsenglied. ♀: Das glänzend schwarze Sternit 7 ist länger als breit . . . . . ***descendens*** Hert.

– Stirnborsten höchstens bis zum Ende des 1. Fühlergliedes herabgehend. 2–3 st (sehr selten nur 1 st). Vertikalborsten wenigstens etwas stärker als die Postokularzilien (Abb. 58). ♂: Vorderkrallen etwa so lang wie die beiden letzten Tarsenglieder zusammen . . 2

2 Thorax vor der Naht mit 3 mittleren schwarzen Streifen (beim ♂ oft zusammengeflossen, beim ♀ ist der zentrale Streifen manchmal nur schwach sichtbar). Basicosta schwarzbraun wie die Epaulette. Calyptrae weiß (♂) oder nur schwach gelblich (♀). 2 st (selten 3, sehr selten 1 st). Stirnborsten beim ♂ von 15–20 Haaren begleitet, die nur wenig kürzer sind als die Stirnborsten. ♀: Sternit 7 (glänzend schwarz) kürzer als Sternit 6 . . . . . ***cana*** Meig.

– Thorax vor der Naht mit 2 breit getrennten mittleren schwarzen Streifen. Basicosta deutlich heller als die Epaulette. Calyptrae gelb. 3 st. Stirnborsten beim ♂ nur von 4–8 kurzen Haaren begleitet. ♀: Sternit 7 viel länger als Sternit 6 . . . . . ***grandis*** Egg.

Phasia

1 Parafrontalia außerhalb der Stirnborstenreihe unbehaart (Abb. 26) 2
– Parafrontalia vorn außerhalb der Stirnborstenreihe behaart, wenigstens mit 1–2 Reihen von Haaren 5
2 Thorax bereift, mit 4 schwarzen Längsstreifen. Abdomen schwarz oder ± rötlich, mit leichter grauweißer Bereifung. Flügel beim ♂ mit dunklen Flecken. ♀: Sternit 7 mit einer ovalen Öffnung. Körperlänge 6–10 mm . . . . . ***subcoleoptrata*** L.
– Thorax mattschwarz, ohne Längsstreifen. Tergit 2 schwarz, Tergite 3–5 weißlich oder silbergrau bereift. Flügel beim ♂ ohne Flecke. ♀: Sternit 7 ohne Öffnung. Körperlänge 2,5–5,5 mm 3
3 Halteren gelb. Gesamte Behaarung des Peristoms weißlich. ♀: Sternit 7 kegelförmig (wie in Abb. 215) . . . . . ***theodori*** Draber
(Die Abgrenzung dieser Art von den nahe verwandten *P. mesnili* Draber und *P. karczewskii* Draber bereitet noch Schwierigkeiten.)
– Halteren schwarz oder dunkelbraun. Behaarung des Peristoms schwarz oder in geringerem Umfang weißlich. ♀: Sternit 7 anders (Abb. 213, 214) 4
4 Behaarung des Peristoms schwarz. ♀: Sternit 7 am Ende nicht gespalten, nach unten gekrümmt (Abb. 214) . . . . . ***pusilla*** Meig.
– Behaarung des Peristoms überwiegend weißlich (wenigstens hinten in der Nähe des Mundrandes). ♀: Sternit 7 am Ende gespalten, die beiden Spitzen nach oben und zur Seite gebogen (Abb. 213) . . . . . ***pandellei*** Dup.
5 Behaarung des Peristoms schwarz. Thorax ganz mattschwarz, ohne Streifen oder Flecken. ♂: Flügel ohne Flecken. ♀: Sternit 7 von der Form einer schwach gewölbten Platte, von der Seite gesehen gerade. – Körperlänge 2,5–4 mm . . . ***barbifrons*** Girsch.
– Behaarung des Peristoms weißlich oder gelblich. Thorax bereift, mit Streifen oder Flecken (nur bei sehr kleinen ♀ von *obesa*, die manchmal nur 4 mm erreichen, kann die Bereifung fehlen). ♂: Flügel gefleckt. ♀: Sternit 7 anders (Abb. 212, 215, 216). – Körperlänge 4–12 mm 6
6 Hinterfemur in seinen basalen 2/5 – 2/3 rötlichgelb. Seiten des Thorax dicht fuchsrot oder rötlichgelb behaart . . . . . ***hemiptera*** F.
– Hinterfemur schwarz. Seiten des Thorax schwarz, weißlich oder gelblich behaart . . . 7
7 ♂ 8
– ♀ (Legeapparat sichtbar, Abb. 212, 215, 216) 10
8 Ein schmaler Streifen von Tergit 6 ist von oben sichtbar (etwa so lang wie 1/8 – 1/5 von Tergit 5). Stirn an ihrer schmalsten Stelle deutlich schmaler als das 3. Fühlerglied. Mundrand kaum vorgezogen. – Körperlänge 7–12 mm . . . . . ***aurigera*** Egg.
– Tergit 6 von oben gar nicht oder nur als sehr schmaler Saum sichtbar. Stirn an ihrer schmalsten Stelle etwa so breit wie das 3. Fühlerglied oder breiter. Mundrand stark vorgezogen. – Körperlänge 5–9 mm 9
9 Thorax vor der Naht mit 4 schwarzen Längsstreifen, die etwa so breit sind wie der bereifte Zwischenraum. Bereifung des Thorax vor dem Scutellum dunkel- oder hellgrau. Der nackte Streifen neben dem Augenrand ist fast so breit wie die behaarte Zone der Parafrontalia neben der Stirnborstenreihe. Abdomen schwarz oder blau glänzend, ohne rötlichgelbe Zonen, mit oder ohne graue Bereifung . . . . . ***obesa*** F.
– Thorax vor der Naht schwarz, nur bei bestimmtem Lichteinfall mit einer Andeutung von Streifen. Vor dem Scutellum befindet sich ein großer goldgelber Bereifungsfleck. Der nackte Streifen neben dem Augenrand ist höchstens so breit wie 1/4 der behaarten Zone der Parafrontalia. Abdomen schwarz oder blau glänzend, mit rötlichgelben Zonen in verschiedener Ausdehnung, Tergit 5 in seiner hinteren Hälfte mit einem halbmondförmigen, goldfarbenen Bereifungsfleck . . . . . ***aurulans*** Meig.
10 Sternit 7 ± kegelförmig, gerade (Abb. 215). – Körperlänge 4–7 mm . . . . . ***obesa*** F.
– Sternit 7 anders (Abb. 212, 216). – Körperlänge 6,5–12 mm 11
11 Sternit 7 plattenförmig, nach unten gebogen (Abb. 216). Sternit 6 am Hinterrand mit einer Borstenreihe, nicht fortsatzartig zugespitzt . . . . . ***aurulans*** Meig.
– Sternit 7 dornartig, etwas nach oben gebogen (Abb. 212). Sternit 6 ohne auffallende Borstenreihe, fortsatzartig zugespitzt . . . . . ***aurigera*** Egg.

Catharosia

1 Apikalborsten des Scutellums schwach, höchstens halb so lang wie die Basalborsten. Taster sehr verkürzt, höchstens 2–3mal so lang wie ihr Durchmesser. Calyptrae und Flügelschüppchen geschwärzt. Flügel stark gebräunt, die Spitzenquerader liegt zum Teil im dunklen Bereich. Fühler gelb bis braun. ♂: Stirn etwa so breit wie ein Auge . . . . . ***flavicornis*** Zett.

– Apikalborsten des Scutellums etwa so lang und stark wie die Basalborsten. Taster normal, wenigstens so lang wie das 3. Fühlerglied. Wenigstens das Flügelschüppchen hell. Flügel nicht so stark gebräunt, die Spitzenquerader liegt ganz im hellen Bereich. Fühler dunkelbraun bis schwarz. ♂: Stirn höchstens so breit wie das 3. Fühlerglied . 2

2 Calyptrae schwärzlich, Flügelschüppchen etwas heller. Stiel von R_5 1,5–2mal so lang wie die Spitzenquerader (Abb. 139). Propleure vorn mit 1–4 Börstchen oder Haaren. Körperlänge 2,5–4 mm . . . . . ***pygmaea*** Fall.

– Calyptrae und Flügelschüppchen weißlich. Stiel von R_5 2–3mal so lang wie die Spitzenquerader. Propleure nackt. Körperlänge 1,8–2,5mm . . . . . ***albisquama*** Vill.

Strongygaster

1 Gesicht (zwischen der Höhe der Vibrissen und der Oberkante des 1. Fühlergliedes) 1,7–2,1mal so hoch wie der Abstand der Vibrissen untereinander. Taster gelb, gleichmäßig dünn, am Ende nicht verdickt, nur mit spärlicher und kurzer Behaarung. Thorax und Abdomen mit dichter, gelblichgrauer Bereifung . . . . . ***globula*** Meig.

– Gesicht 1,0–1,3mal so hoch wie der Abstand der Vibrissen untereinander. Taster braun oder schwarz, distal in üblicher Weise verdickt, lang und abstehend behaart. Thorax (inclusive Scutellum) mattschwarz, nur an den Seiten (besonders am Humeralcallus und dahinter) sowie vor dem Scutellum unscharfe Zonen von grauer Bereifung. Abdomen: Tergit 2 schwarz, Tergit 3 schwarz mit einem bereiften Mittellängsstreifen, Tergite 4 und 5 weißlichgrau bereift . . . . . ***celer*** Meig.

Dionaea

1 Körper deutlich bereift. Mediane Marginalborsten der Tergite in einer Reihe mit den anderen Marginalborsten. ♀: Tergit 5 posterodorsal nicht eingedrückt; Arme der Zange kaum nach oben gebogen, an ihrem Innenrand mit 4–7 Zähnchen (Abb. 178) . . . . . ***aurifrons*** Meig.

– Bereifung viel schwächer, Habitus fast schwarz. Mediane Marginalborsten etwas weiter nach vorn gerückt. ♀: Tergit 5 posterodorsal mit einem deutlichen Eindruck; Arme der Zange deutlich nach oben gebogen, am Innenrand mit 9 Zähnchen (Abb. 177) . . . . . ***flavisquamis*** R.D.

Leucostoma

Die schwierige Gattung *Leucostoma* ist noch nicht revidiert. Dieser Schlüssel ist daher als provisorisch zu betrachten.

1 Wangen bis unten behaart. ♀: Tergit 5 auf seiner Fläche eingedrückt und mit feinrunzeliger Struktur, Hinterrand tief eingekerbt; Zange sehr massiv (Abb. 179) . . . . . ***meridianum*** Rond.

(Von der südeuropäischen *nudifacies* Tsch. ist 1 ♀ auch aus Österreich bekannt. Diese Art hat die gleichen Merkmale des Abdomens wie *meridianum*, besitzt jedoch nackte Wangen.)

– Wangen nackt, die Behaarung der Parafrontalia geht höchstens wenig unter die Stirnborsten herab. ♀: Tergit 5 auf seiner Fläche nicht eingedrückt, glatt, sein Hinterrand nicht oder nur wenig eingekerbt 2

2 ♂ (Abdomen am Ende ohne Zange) 3

– ♀ (Abdomen am Ende mit einer Zange, Abb. 173, 179–180) 8

3 Tergit 5 sehr kurz, dorsal nur so lang wie 1/8 – 1/6 von Tergit 4, sein ventraler Rand lobusartig ausgebildet. Tergit 4 auf 1/2 – 5/6 seiner Länge bereift, Tergit 5 ganz schwarz. Postabdomen aus dem Abdomen stark hervorgewölbt . . . . . ***abbreviatum*** Hert.

– Tergit 5 normal entwickelt, nur wenig kürzer als Tergit 4. Tergite 4 und 5 beide entweder ganz glänzend schwarz oder mit Bereifung bedeckt. Postabdomen in Tergit 5 eingezogen 4

4 Abdomen ganz glänzend schwarz . . . . . ***simplex*** Fall.

– Tergite 4 und 5 bereift 5

5 Stirn 0,32 – 0,42mal so breit wie ein Auge. Segmentkomplex 6-8 stark gewölbt, kleiner als das Epandrium, mit 2–8 Haaren (Abb. 193). Parafrontalia und behaarter Teil der Wangen deutlich schwächer bereift als der unbehaarte Teil der Wangen (schräg von vorn gesehen) . . . . . ***anthracinum*** Meig.

– Stirn 0,43 – 0,73mal so breit wie ein Auge. Segmentkomplex 6-8 größer, mehr plattenförmig und weniger stark gewölbt, mit 4–20 Haaren (Abb. 194). Parafrontalia und Wangen ± gleichmäßig bereift 6

6 Tergit 5 hinten ventral wie das gesamte Tergit gleichmäßig flach gewölbt (Abb. 188). Syncercus breit und flach (Abb. 290). Verbindungsbereich zwischen Epandrium und Syncercus etwas eingeschnürt. Parafrontalia mit 3–4 Haarreihen . . . . ***crassum*** Kugl.

– Der ventrale Hinterrand von Tergit 5 tritt wulstartig hervor (Abb. 187). Syncercus schmaler (Abb. 291). Verbindungsbereich zwischen Epandrium und Syncercus nicht eingeschnürt. Parafrontalia mit 2–3 Haarreihen 7

7 Syncercus schmal, lang abstehend behaart (Abb. 291), von der Seite gesehen ± gleichmäßig gekrümmt (Abb. 266). Epandrium nur wenig breiter als hoch. Abdominalbehaarung so lang wie 1/3 – 1/2 der Marginalborsten. Parafrontalia mit 2–3 Haarreihen. Thorax (von vorn gesehen) in der Regel nur sehr schwach bereift . . . ***tetraptera*** Meig.

– Syncercus breiter, kürzer behaart, von der Seite gesehen mehr hakenförmig (Abb. 265). Epandrium 2mal so breit wie hoch. Abdominalbehaarung so lang wie 1/4 – 1/3 der Marginalborsten. Parafrontalia mit 2 Haarreihen. Thorax (von vorn gesehen) deutlich bereift . . . . . ***turonicum*** Dup.

(Eine sichere Trennung der ♂ von *tetraptera* und *turonicum* ist in manchen Fällen noch nicht möglich.)

8 Tergit 5 ganz in Tergit 4 eingezogen. Zange mit feinen Armen, höchstens so breit wie 1/3 von Tergit 4 an seinem Hinterrand, Dörnchen ganz fehlend oder jedenfalls direkt von oben nicht sichtbar . . . . . ***abbreviatum*** Hert.

– Tergit 5 nie ganz in Tergit 4 eingezogen. Arme der Zange breiter, stets mit von oben deutlich sichtbaren Dörnchen (Abb. 173, 179–182) 9

9 Abdomen schmal (Abb. 173), 3. Tergit 0,9–1,4mal so breit wie lang (Breite in der Mitte gemessen). Marginalborsten der Tergite 3 und 4 weitgehend anliegend, höchstens 1 Paar auf Tergit 3 senkrecht abstehend. Sternit 6 am Hinterrand mit einem kleinen keilförmigen Eindruck 10

– Abdomen normal eiförmig, 3. Tergit 1,6–2,3mal so breit wie lang. Tergite 3 und 4 mit einem Kranz abstehender Marginalborsten. Sternit 6 am Hinterrand ohne Eindruck . 11

10 Sternit 7 in 2 Loben geteilt. Arme der Zange nach hinten gleichmäßig verschmälert (Abb. 173). Parafrontalia (schräg von vorn gesehen) auf der Höhe der oe fast unbereift, glänzend wie auf dem Scheitel . . . . . ***anthracinum*** Meig.

– Sternit 7 ungeteilt. Arme der Zange in ihrer hinteren Hälfte abgeflacht und verbreitert (Abb. 180). Parafrontalia wenigstens bis zur Höhe der oe dicht bereift . . . . . ***tetraptera*** Meig.

11 Arme der Zange breit, abgeflacht, mit 3 zusammengedrängt stehenden Zähnchen (Abb. 181) . . . . . ***turonicum*** Dup.

– Arme der Zange nicht abgeflacht, nach hinten gleichmäßig verschmälert, mit 5–8 in einer Reihe angeordneten Zähnchen (Abb. 182) 12

12 Die Loben von Sternit 7 bilden (von der Seite gesehen) zur Zange einen Winkel von 0° bis etwa 30° (Abb. 211) (zur richtigen Einschätzung dieses Merkmals muß sich der Legestachel in seiner Ruhelage befinden, was aber fast immer der Fall ist). Abstand der Zähnchen so groß, daß fast noch ein Zahn dazwischen Platz hätte (Abb. 182). Stirn 0,76 – 0,98mal so breit wie ein Auge . . . . . ***simplex*** Fall.

– Die Loben von Sternit 7 bilden mit der Zange einen Winkel von etwa 60° bis 90° (Abb. 210). Zähnchen enger stehend. Stirn 0,98–1,15mal so breit wie ein Auge . . . . . *crassum* Kugl.
(Eine sichere Trennung der ♀ von *simplex* und *crassum* ist in manchen Fällen noch nicht möglich.)

Labigastera

1 Keine oe (♂) 2
– 2 oe (♀) 4
2 Tergite 2 und 3 mit einer vollständigen Reihe von Marginalborsten . . . ***forcipata*** Meig.
– Tergite 2 und 3 nur mit 2 dorsalen Marginalborsten und auf jeder Seite 1–2 Lateromarginalen 3
3 Behaarung der Cerci vorn gleichmäßig, kürzer als der Cerci-Durchmesser („vorn" bezieht sich hier auf die Lage in der Ruhestellung des Postabdomens) . . ***nitidula*** Meig.
– Behaarung der Cerci vorn unregelmäßig büschelartig, die längsten Haare etwa 2mal so lang wie der Cerci-Durchmesser . . . . . ***pauciseta*** Rond.
4 Tergit 3 mit einer Reihe von 6–8 Marginalborsten. Tergit 5 nur an den Seiten und am Hinterrand behaart, in der Mitte seiner dorsalen Fläche glatt und glänzend, an seinem Hinterrand mit einem tiefen Eindruck (Abb. 175). Die Cerci und die Arme des geteilten 7. Sternits ragen weit in den von der Zange umschlossenen Raum hinein (bei Blickrichtung senkrecht von oben auf die Zange) . . . . . ***forcipata*** Meig.
– Tergit 3 mit 2–4 Marginalborsten (inclusive Lateromarginalen). Tergit 5 meist auch auf seiner Fläche behaart, der Eindruck am Hinterrand wesentlich kleiner (Abb. 174, 176). Bei Blickrichtung senkrecht von oben auf die Zange ist höchstens der behaarte Hinterrand der genannten Sklerite zu sehen 5
5 Tergit 5 etwa so lang wie 1/3 von Tergit 4. Arme der Zange dünn (Abb. 176) . . . . . ***nitidula*** Meig.
– Tergit 5 so lang wie 1/2 – 3/4 von Tergit 4. Arme der Zange sehr robust (Abb. 174) . . . . . ***pauciseta*** Rond.

Cylindromyia

1 Hintertibia ohne pv-Borste 2
– Hintertibia mit 1–2 pv-Borsten (Abb. 163) 7
2 Vibrisse nur so lang wie 1/5 – 1/3 der Gesichtshöhe. Propleure vorn behaart. Peristomal- und Subfacialborsten fehlend. Stirnstreifen gelb. ♀: Ränder von Tergit 4 ventral flächenhaft mit Dörnchen besetzt . . . . . ***rufifrons*** Loew
– Vibrisse länger als die halbe Gesichtshöhe. Propleure nackt. Peristomal- und Subfacialborsten vorhanden (manchmal kurz). Stirnstreifen schwarz oder dunkelbraun. ♀: Tergit 4 ohne Dörnchen 3
3 Abdomen bis zur Spitze rot (mit Ausnahme eines schwarzen Fleckes an der Basis). Tergite 2–4 fast immer mit Diskalborsten. – Körperlänge 11–14 mm . . . . ***bicolor*** Oliv.
– Tergite 4 und 5 schwarz, manchmal auch ein schwarzer Längsstreifen auf Tergit 3 vorhanden. Abdomen ohne Diskalborsten 4
4 Tergit 2 ventral mit 2–4 Börstchen in der Nähe seiner hinteren Ecken (Abb. 219) . . . 5
– Tergit 2 ventral nur behaart, oft fast nackt 6
5 3. Fühlerglied 1,6–1,8mal so lang wie das zweite. 2. Glied der Arista kaum länger als sein Durchmesser. Wangen 1,4–2,0mal so breit wie das 3. Fühlerglied. Taster etwa so lang wie der Durchmesser des Haustellums. ve 0,4 – 0,6mal so lang wie die vi. Hinterkopf nur weiß behaart. Die Strecke von m zwischen r-m und m-cu ist 3,2–4,0mal so lang wie die zwischen m-cu und der Beugung. Dorsale Marginalborsten der Tergite 2–4 nur bis auf 1/5 der Segmentlänge vorgerückt (Abb. 219) . . . . . ***brevicornis*** Loew
– 3. Fühlerglied 3mal so lang wie das zweite. 2. Glied der Arista 2–3mal so lang wie sein Durchmesser. Wangen 0,4 – 0,9mal so breit wie das 3. Fühlerglied. Taster nicht erkennbar. ve fehlend. Hinterkopf am oberen Ende der weißen Behaarung mit einigen schwarzen Börstchen. Die Strecke von m zwischen r-m und m-cu ist 2,3–3,2mal so lang wie die zwischen m-cu und der Beugung. Dorsale Marginalborsten auf Tergit 2 bis 2/5, auf Tergit 3 und 4 bis 1/3 der Segmentlänge vorgerückt . . . . . ***xylotina*** Egg.

6 Basicosta gelbbraun wie der angrenzende Abschnitt der Costa (selten verdunkelt). Hinterkopf beiderseits des nackten Sektors mit 1–4 schwarzen Börstchen in der weißen Behaarung. Stirn beim ♂ 0,60 – 0,72mal, beim ♀ 0,68 – 0,76mal so breit wie ein Auge. ve fehlend. ♂: Hintertibia und -femur hinten und ventral mit langer, abstehender Behaarung, ebenso die Unterseite der Tergite 2 und 3. ♀: Tergit 4 mit einem Kranz von 6 Marginalborsten . . . . . ***pilipes*** Loew

– Basicosta schwarzbraun (wie die Epaulette). Hinterkopf nur weiß behaart. Stirn beim ♂ 0,70 – 0,82mal, beim ♀ 0,80 – 0,92mal so breit wie ein Auge. Eine schwache ve vorhanden (durch die etwas vorgezogene Stellung und die Beugung nach außen von den Postokularzilien unterschieden). ♂: Hinterbeine und Ventralseite von Tergit 3 mit normaler, kurzer Behaarung. ♀: Tergit 4 nur mit 4 Marginalborsten . . . . . ***brassicaria*** F.

7 Apikalborsten des Scutellums fehlend 8

– Gekreuzte Apikalborsten vorhanden 9

8 1 st (Abb. 99). Abdomen ohne Diskalborsten. Calyptrae am Innenrand schmal geschwärzt. Stirn 0,57 – 0,75mal so breit wie ein Auge. ♂: Arista in ihrem apikalen 1/3 lanzettförmig verbreitert (Abb. 48). ♀: Hinterer ventraler Rand von Tergit 4 mit Dörnchen besetzt, Tergit 2 ohne Dörnchen . . . . . ***pusilla*** Meig.

– 2 st. Tergite 2–4 mit Diskalborsten. Calyptrae am Innenrand gelbbraun. Stirn beim ♂ 0,70 – 0,85mal, beim ♀ 0,80 – 0,90mal so breit wie ein Auge. ♂: Arista apikal normal fadenförmig. ♀: Hinterer ventraler Rand von Tergit 2 angeschwollen und mit Dörnchen besetzt, Tergit 4 ohne Dörnchen . . . . . ***interrupta*** Meig.

9 Hintere sa vorhanden. Dorsale Fläche des Thorax seitlich der postsuturalen dc bis zu den ia und sa unbehaart. Abdomen ohne Diskalborsten. Mitteltibia mit einer kleinen pd-Borste zusätzlich zu den 2 pv-Borsten. 3. Fühlerglied 2,9–3,6mal so lang wie breit. 2. Fühlerglied sowie ein basaler Längsstreifen auf der Innenseite des dritten gelb. ♂: 1. Glied des Vordertarsus in seiner apikalen Hälfte ventralwärts erweitert und mit einem doppelten Kamm von kurzen Dörnchen versehen. ♀: Tergit 2 ventral ohne Schwellung oder Dörnchen . . . . . ***intermedia*** Meig.

– Hintere sa fehlend. Dorsale Fläche des Thorax seitlich der postsuturalen dc bis zu den ia und sa mit einigen verstreuten Haaren. Abdomen in der Regel mit Diskalborsten. Mitteltibia ohne pd-Börstchen. 3. Fühlerglied 1,8–2,2mal so lang wie seine maximale Breite. Fühler schwarz, zuweilen an der Grenze zwischen dem 2. und 3. Fühlerglied etwas gelblich. ♂: 1. Glied des Vordertarsus ohne Erweiterung oder Dörnchen. ♀: Tergit 2 ventral nahe seinen hinteren Ecken mit Dörnchen . . . . . ***auriceps*** Meig.

Hemyda

1 Vibrisse etwa so lang wie die Gesichtshöhe. Auge kaum nierenförmig. Stirn wenigstens 0,75mal so breit wie ein Auge. 2 st. Marginalborsten des Abdomens etwa so lang wie 1/3 – 1/2 der zugehörigen Tergite. Der schwarze Mittellängsstreifen des Abdomens ist höchstens an der Grenze der Tergite 2 und 3 schmal unterbrochen. Tergit 5 abstehend behaart . . . . . ***vittata*** Meig.

– Vibrisse nur so lang wie 1/5 – 2/5 der Gesichtshöhe. Auge stark nierenförmig. Stirn höchstens 0,5mal so breit wie ein Auge. 1 st. Marginalborsten des Abdomens so lang wie 1/6 – 1/4 der zugehörigen Tergite. Tergit 2 mit einem schwarzen Fleck am Vorderrand, Tergit 3 mit einem solchen in seinem hinteren Drittel oder beide Tergite ganz ohne Flecken. Tergit 5 kurz und anliegend behaart . . . . . ***obscuripennis*** Meig.

Besseria

1 Spitzenquerader fehlend (Abb. 141) . . . . . ***anthophila*** Loew
(siehe Nummer **242** der Gattungstabelle)

– Spitzenquerader vorhanden 2

2 R_5 offen. Thorax ohne acr vor dem Scutellum . . . . . ***lateritia*** Meig.
(siehe Anmerkung bei Nummer **260** der Gattungstabelle)

– R_5 gestielt (wie in Abb. 126). 1 Paar acr vor dem Scutellum 3

3 Scutellum am Hinterrand mit einer Reihe von 6–12 ± parallelen Borsten (Abb. 102). Taster so lang wie 1/5 – 2/5 des 3. Fühlergliedes . . . . . ***melanura*** Meig.

– Scutellum am Hinterrand nur mit Subapikalen und gekreuzten Apikalborsten. Taster etwa so lang wie das 3. Fühlerglied 4

4 Peristom weiß bereift. Stirnstreifen in der Grundfarbe gelb. Mitteltibia mit 2 Innenborsten, die obere aber oft viel schwächer. ♂: Tergit 5 kurz abstehend behaart; Cerci-Surstyli-Komplex 2–3mal so lang wie das Epandrium, dachartig entwickelt, innen mit einem Kranz gelber Schuppenhaare. ♀: Tergite 2 und 3 ventral mit einem Dörnchenfeld . . . . . ***dimidiata*** Zett.

– Peristom wenigstens in seiner vorderen Hälfte glänzend schwarz. Stirnstreifen in der Grundfarbe schwarz. Mitteltibia mit 1 Innenborste. ♂: Tergit 5 dorsal unbehaart, glatt und glänzend; Cerci und Surstyli etwas kürzer als das Epandrium, ohne gelbe Schuppenhaare. ♀: Dörnchenfeld nur auf Tergit 2 vorhanden . . . . . ***reflexa*** R. D.

Phania

1 ad-Endsporn der Vordertibia deutlich länger als der dorsale Endsporn. Beim ♂ Tergite 2–4, beim ♀ Tergite 2 und 3 fast bis zum Hinterrand bereift. Stirn beim ♂ 0,75 – 0,80mal so breit wie ein Auge . . . . . ***speculifrons*** Vill.

– ad-Endsporn der Vordertibia höchstens so lang wie der dorsale Endsporn. Abdomen glänzend schwarz, ohne Bereifung. Stirn beim ♂ höchstens 0,75mal so breit wie ein Auge 2

2 Vibrisse etwa so lang wie die Gesichtshöhe. 2 ia hinter der Naht. Marginalborsten der Tergite 3 und 4 stark, länger als die Segmente, auf denen sie stehen (Abb. 221). Metathorax hinten breit geschlossen (Abb. 166). ♂: Tergite 2 und 3 mit einem vollständigen Kranz von Marginalborsten . . . . . ***funesta*** Meig.

– Vibrisse etwa halb so lang wie die Gesichtshöhe. 1 ia hinter der Naht. Marginalborsten der Tergite 3 und 4 schwach, höchstens so lang wie die Segmente, auf denen sie stehen (Abb. 220). Metathorax hinten membranös (wie in Abb. 165) oder (nur bei *curvicauda*) durch eine schmale Brücke geschlossen (schmaler als in Abb. 166). ♂: Tergite 2 und 3 mit 2 (selten 4) dorsalen Marginalborsten und 1 Paar Lateromarginalborsten 3

3 ♂: Stirn etwa so breit wie das 3. Fühlerglied; vi nicht von den Postokularzilien differenziert. ♀: Parafrontalia wenigstens in ihren oberen 2/3 glänzend schwarz und ohne jede Spur von Bereifung 4

– ♂: Stirn 1,5–3mal so breit wie das 3. Fühlerglied; vi vorhanden. ♀: Parafrontalia bereift 5

4 Calyptra (beim ♂ nur wenig, beim ♀ deutlicher) bräunlich oder geschwärzt, wenigstens 3mal so lang wie das weiße Flügelschüppchen. Metathorax hinten durch eine schmale Brücke geschlossen. R_5 offen. ♀: Postabdomen schmal, 1,5–2mal so breit wie der Hinterfemur; Trochanteren der Hinterbeine ohne Dörnchen . . . . . ***curvicauda*** Fall.

– Calyptra höchstens 2mal so lang wie das Flügelschüppchen, beide weiß. Metathorax hinten membranös (wie in Abb. 165). R_5 am Flügelrand geschlossen (bei südeuropäischen Exemplaren manchmal mit einem kurzen Stiel). ♀: Postabdomen dick, 2,5–3,5mal so breit wie der Hinterfemur; Trochanteren der Hinterbeine ventral oder posteroventral mit kurzen Dörnchen . . . . . ***albisquama*** Vill.

5 Distales 1/5 der Hintertibia zusätzlich zu den 3–4 dorsalen Endspornen mit weiteren 4–6 Borsten in dorsaler Stellung. ♂: Stirn 0,62 – 0,75mal so breit wie ein Auge; Stirnstreifen auf der Mitte der Stirn 1–1,5mal so breit wie ein Parafrontale. ♀: Das Postabdomen reicht wenigstens bis zur Mitte von Tergit 1+2 (wie in Abb. 221) . . . . . ***thoracica*** Meig.

– Hintertibia mit 2–3 dorsalen Endspornen, ohne weitere dorsale Borsten im distalen 1/5. ♂: Stirn 0,40 – 0,58mal so breit wie ein Auge; Stirnstreifen auf der Mitte der Stirn 2–4mal so breit wie ein Parafrontale. ♀: Das nach unten umgeschlagene Postabdomen reicht nach vorn höchstens bis zum ventralen Hinterrand von Tergit 1+2 (Abb. 220) . . . . . ***incrassata*** Pand.

5. Schlüssel für die höheren Kategorien

Die folgenden Schlüssel sollen verdeutlichen, wie sich die höheren Gruppen der Tachinidae (Subfamilien und Tribus des Katalogs von HERTING & DELY-DRASKO-

VITS 1993, wie in Kapitel 6) nach dem gegenwärtigen Stand des Wissens begründen lassen. Ergänzungen oder Änderungen sind mit fortschreitender Kenntnis zu erwarten. Die Tabellen gelten strenggenommen nur für Arten, die in unserer Fauna vertreten sind.

Die mitgeteilten Einzelheiten können hier nicht im Detail erklärt werden. Auf die folgenden ausführlichen Arbeiten sei verwiesen: MESNIL 1944–1975 (äußere Morphologie), HERTING 1957 (Postabdomen der ♀), HERTING 1960 (Biologie), VERBEKE 1962 und TSCHORSNIG 1985 (Postabdomen der ♂). Breit gefächerte vergleichende Untersuchungen von Eiern, Larven und Puparien sowie der Reproduktionsorgane der ♀ stehen noch aus.

5.1. Schlüssel für die Subfamilien

1 Parasitoide von Heteroptera (Ausnahme: *Strongygaster*). Ovipare Arten (Ausnahmen: *Strongygaster*, *Redtenbacheria*). ♂ Postabdomen: Hypandrium so verlängert, daß die Prägonite hinten ansetzen; Sternit 5 einfach strukturiert (in der Regel plattenförmig oder bogenförmig), membranöse Querlinie und Mikrotrichien fast immer fehlend; Distiphallus fast immer ohne Dörnchen, einfach schlauchförmig oder mit speziellen Bildungen (diese Postabdomen-Merkmale gelten nicht für die Eutherini). ♀ Postabdomen häufig mit speziellen Legeapparaten (Abb. 173–182, 185, 212–216, 220, 221, 227, 228). – Äußere Morphologie: 2 weit voneinander entfernt stehende ia hinter der Naht (Abb. 88, 89), manchmal nur 1 ia (Abb. 87) oder ia ganz fehlend; Augen, Prosternum und Arista stets nackt, Tergit 2 nicht bis zum Hinterrand ausgehöhlt (wie in Abb. 171–173); Sternite oft ± frei in der Ventralmembran des Abdomens liegend (Abb. 183) . . . . . **Phasiinae**

– Parasitoide von Lepidoptera und/oder anderen Ordnungen, niemals jedoch von Heteroptera. ♂ Postabdomen: Die Prägonite setzen vorn in der Mitte des Epandriums an; Sternit 5 in der Regel mit Loben, membranöser Querlinie und Mikrotrichien; Distiphallus mit Dörnchenstrukturen. – Äußere Morphologie: Fast immer 3 ia (selten fehlt die erste, wie in Abb. 86); Sternite von den Tergiten fast immer ganz oder weitgehend bedeckt 2

2 ♂ Postabdomen: Prägonite plattenförmig und gleichzeitig Distiphallus leicht beweglich von der Einheit Basiphallus-Epiphallus abgegliedert. – Ovolarvipare Arten . **Dexiinae**

– ♂ Postabdomen: Prägonite und Aedeagus nicht in dieser besonderen Weise strukturiert 3

3 Chorion der Eier dünn, dorsal und ventral gleich beschaffen. Ovolarvipare Arten. ♂ Postabdomen: Tergit 6 nicht längsgeteilt, selten ganz reduziert; lateroventraler Bereich des Distiphallus meist nicht oder kaum sklerotisiert. Äußere Morphologie: Prosternum meist nackt; ad-Endsporn der Vordertibia meist so stark wie der dorsale Endsporn . . . . . **Tachininae**

– Chorion der Eier dorsal entweder dick und hartschalig oder wenigstens mit einer deutlichen Polygonalstruktur, ventral dünnhäutig transparent. Ovipare oder ovolarvipare Arten. ♂ Postabdomen: Tergit 6 ± längsgeteilt oder ganz reduziert; lateroventraler Bereich des Distiphallus stark sklerotisiert. Äußere Morphologie: Prosternum fast immer behaart; ad-Endsporn der Vordertibia meist viel schwächer und kürzer als der dorsale Endsporn . . . . . **Exoristinae**.

5.2. Schlüssel für die Tribus

5.2.1. Subfamilie Exoristinae

1 Parasitoide von Orthoptera. 3. Fühlerglied am Ende mit einer vorgezogenen Spitze (Abb. 39). ♂ Postabdomen: Distiphallus sehr verkürzt; Ejakulatorapodem rudimentär; Cerci zu einem Syncercus verschmolzen . . . . . **Acemyini** s.str. (ohne *Thrixion*)

– Parasitoide anderer Ordnungen. 3. Fühlerglied ohne solche Spitze. ♂ Postabdomen anders 2

2 Barrette flächig behaart (Abb. 97) 3
– Barrette nackt oder höchstens vorn mit 1–3 Härchen 4
3 Fläche der Calyptrae nahe dem Außenrand stark nach oben konvex (Abb. 112). Humeralcallus mit 4 Borsten. Ovipare oder ovolarvipare Arten. Eier mit einem dorsalen Operculum (siehe TSCHORSNIG 1988). ♀: Ovipositor normal . . . . . **Ethillini**
– Calyptrae am Außenrand nicht auffallend konvex (Abb. 113–117). Humeralcallus mit 5 Borsten. Ovipare Arten. Eier ohne Operculum. ♀: Ovipositor verlängert . . . . . **Winthemiini**
4 Präalarborste kürzer und schwächer als die Notopleuralen (Abb. 82). Ovipare oder ovolarvipare Arten 5
– Präalarborste länger und stärker als die Notopleuralen (Abb. 1, 2). Ovolarvipare Arten (Ausnahmen: *Aplomya*, *Phebellia nigripalpis*) 6
5 Beugung von m winklig, mit einer Schattenfalte (Abb. 127). Ovipare Arten. ♂ Postabdomen: Cerci zu einem Syncercus verwachsen . . . . . **Exoristini**
– Beugung von m gerundet, ohne Schattenfalte (wie in Abb. 128, 132). Ovolarvipare Arten, selten ovipar (*Belida*, *Meigenia*). ♂ Postabdomen: Cerci apikal stets getrennt . . . . . **Blondeliini**
6 Mikroovipare Arten (die sehr kleinen Eier mit der schlüpfbereiten Larve werden von den Wirten mit der Nahrung verschluckt). ♂ Postabdomen: Rechte Membranverbindung zwischen Sternit 6 und Segment 7 meist sehr schmal, zuweilen überlagert oder verwachsen; Sensilla trichodea auf Sternit 5 stets fehlend . . . . . **Goniini**
– Ovolarvipare Arten, selten ovipar. ♂ Postabdomen: Rechte Membranverbindung zwischen Sternit 6 und Segment 7 breit; Sensilla trichodea auf Sternit 5 bei den meisten Gattungen vorhanden . . . . . **Eryciini**.

5.2.2. Subfamilie Tachininae

1 1. Larvenstadium mit dunklen Chitinplättchen oder -schüppchen gepanzert. pv-Endsporn der Hintertibia etwa so lang und stark wie der av-Endsporn (Abb. 158). ♂ Postabdomen-Struktur: Basiphallus mit basalen Fortsätzen; Gelenkfortsatz der Postgonite durch eine helle Zwischenzone von den Postgoniten abgesetzt; Basiphallus in Ruhestellung zwischen den Prägoniten eingesenkt (nur bei den Macquartiini anders) 2
– 1. Larvenstadium ungepanzert, Segmente mit oder ohne Dörnchengürtel. pv-Endsporn der Hintertibia meist deutlich kürzer und schwächer als der av-Endsporn. ♂ Postabdomen-Struktur anders (nur bei den Microphthalmini ähnlich) 8
2 Calyptrae auf ihrer Oberseite behaart (Abb. 115) . . . . . **Nemoraeini**
– Calyptrae auf ihrer Oberseite nackt 3
3 Hinterhüften posterodorsal behaart (wie in Abb. 165). ♂: Postabdomen kapselförmig; Tergit 6 meist völlig reduziert . . . . . **Tachinini**
– Hinterhüften posterodorsal nackt. ♂ Postabdomen anders 4
4 Arista aus 3 etwa gleichlangen Abschnitten bestehend (Abb. 44). Parasitoide von Forficuliden . . . . . **Triarthriini**
– Arista anders. Andere Wirte 5
5 Humeralborsten wie in Abb. 74, 78 . . . . . **Linnaemyini**
– Humeralborsten anders 6
6 Basis von r_{4+5} mit einem starken Börstchen (wie in Abb. 129), manchmal davor und dahinter ein kleines Haar. – Stirn bei beiden Geschlechtern wenigstens so breit wie ein Auge. Hinterkopf bis unten ganz mit schwarzen Haaren bedeckt . . . . . **Neaerini** s.str (= nur *Neaera*)
– Basis von r_{4+5} mit ein oder mehreren Haaren 7
7 Gleichzeitig die folgenden Merkmale: Hinterkopf bis ganz unten mit schwarzen Haaren bedeckt; Stirn der ♂ sehr schmal (wie in Abb. 58); Humeralcallus mit 3 Borsten in gerader Linie (wie in Abb. 70); Scutellum mit starken gekreuzten Apikalborsten, ohne Lateralborsten (Abb. 116, 117). – Parasitoide von Coleopterenlarven . . **Macquartiini**
– Andere Merkmalskombinationen. Hinterkopf meist hell behaart, selten bis ganz unten mit schwarzen Haaren. Humeralborsten meist wie in Abb. 75, 76. Verschiedene Wirte . . . . . **Ernestiini**

8 ♀ mit 2 Spermatheken. Prägonite der ♂ an ihrer Vorderkante membranös. Subapikalborsten des Scutellums konvergierend (Abb. 103) . . . . . **Siphonini**
– ♀ mit 3 Spermatheken. ♂ Prägonite anders. Subapikalborsten nicht konvergierend . . 9
9 ♂ Postabdomen: Stellung der Cerci und Surstyli zangenartig; Basismembran des Distiphallus mit ventralen Sklerotisierungen. ♀ Postabdomen: Sternit 8 größer als Sternit 7 . . . . . **Graphogastrini**
(= Neaerini Herting zum Teil, siehe ANDERSEN 1988)
– ♂ und ♀ Postabdomen anders 10
10 Peristom breit, ohne occipitale Erweiterung (Abb. 24). Mundrand von vorn gesehen stark verengt. Parasitoide von Scarabaeiden-Larven. 1. Larvenstadium mit langen abstehenden Haaren (nicht bekannt bei der Gattung *Melisoneura*, die möglicherweise nicht hierher gehört, da das Postabdomen der ♂ anders strukturiert ist) . . **Microphthalmini**
– Occipitale Erweiterung in der Regel vorhanden, wenn reduziert (Brachymerini), dann ist der Mundrand normal entwickelt. 1. Larvenstadium anders. Andere Wirte 11
11 Parasitoide von Hymenoptera Symphyta. Occipitale Erweiterung reduziert. Wangen stark behaart und teilweise beborstet. 4 Humeralborsten, die 3 stärksten in der Form eines Dreiecks angeordnet (wie in Abb. 77) . . . . . **Brachymerini**
– Parasitoide von Lepidoptera. Occipitale Erweiterung normal. Wangen nackt oder fast nackt. Humeralcallus mit 2 Borsten (wie in Abb. 81) oder 3 in gerader Linie (wie in Abb. 70) 12
12 Lateralborsten des Scutellums so lang und stark wie die Subapikalen. r_{4+5} an der Basis mit 1 starken Börstchen. Haustellum kurz, etwa 2mal so lang wie sein Durchmesser. Prosternum manchmal mit 1–2 Börstchen auf jeder Seite. Die einzige einheimische Art parasitiert Raupen von Nymphalidae . . . . . **Pelatachinini**
– Lateralborsten des Scutellums fehlend oder haarförmig. r_{4+5} ± weit mit Haaren oder Börstchen. Haustellum viel länger. Prosternum immer nackt. Wirte sind verborgen lebende Raupen von Microlepidoptera 13
13 pv-Endsporn der Hintertibia etwa so lang und stark wie der av-Endsporn (wie in Abb. 158). Thorax dorsal in der Regel mit 2 breiten schwarzen Längsstreifen (Abb. 62). Abdomen lateral komprimiert . . . . . **Minthoini**
– pv-Endsporn der Hintertibia kürzer und schwächer als der av-Endsporn. Thorax dorsal mit den normalen 4 Längsstreifen. Abdomen nicht lateral komprimiert . . . . **Leskiini.**

5.2.3. Subfamilie Dexiinae

1 Parasitoide der Larven von Coleoptera (Ausnahme: *Trixa*). Die Stirnborsten reichen vorn höchstens bis zur Basis des 1. Fühlergliedes. Peristom fast so breit wie die Länge der Fühler oder breiter (Abb. 28, 29). Arista fast immer behaart oder gefiedert. Gesicht oft mit einem ausgeprägten Mittelkiel. Postabdomen der ♂ gleichzeitig mit den folgenden 3 Merkmalen: Akrophallus mit körnchen- oder plättchenartiger Struktur; Surstyli breit, innen ohrmuschelförmig ausgehöhlt; Processus longi kurz, plattenförmig . . . . . **Dexiini**
– Parasitoide von Lepidoptera, Hymenoptera oder der Imagines von Coleoptera. Stirnborsten weiter herabreichend. Peristom schmaler. Arista meist nackt. Gesicht ohne Mittelkiel. Postabdomen der ♂ nicht mit dieser Kombination von Merkmalen 2
2 Parasitoide der Imagines von Coleoptera. ♀ meist mit einem besonders adaptierten Ovipositor (Abb. 218, 222–224). In der Regel 2 weit voneinander entfernte ia hinter der Naht. ♂ Postabdomen: Sternit 5 ohne membranöse Querlinie, Verbindung zu Sternit 6 membranös . . . . . **Dufouriini**
– Parasitoide von Lepidoptera, selten Hymenoptera. Ovipositor nicht besonders adaptiert. Fast immer 3 ia hinter der Naht. ♂ Postabdomen: Sternit 5 mit membranöser Querlinie, Verbindung zu Sternit 6 gelenkig . . . . . **Voriini.**

5.2.4. Subfamilie Phasiinae

1 Ovolarvipare Arten. Parasitoide von Formicidae. ♂ Postabdomen: Aedeagus sehr stark verkürzt; Ejakulatorapodem völlig reduziert . . . . . **Strongygastrini**
– Ovipare Arten. Parasitoide von Heteroptera. ♂ Postabdomen anders 2

(Fortsetzung: S. 124)

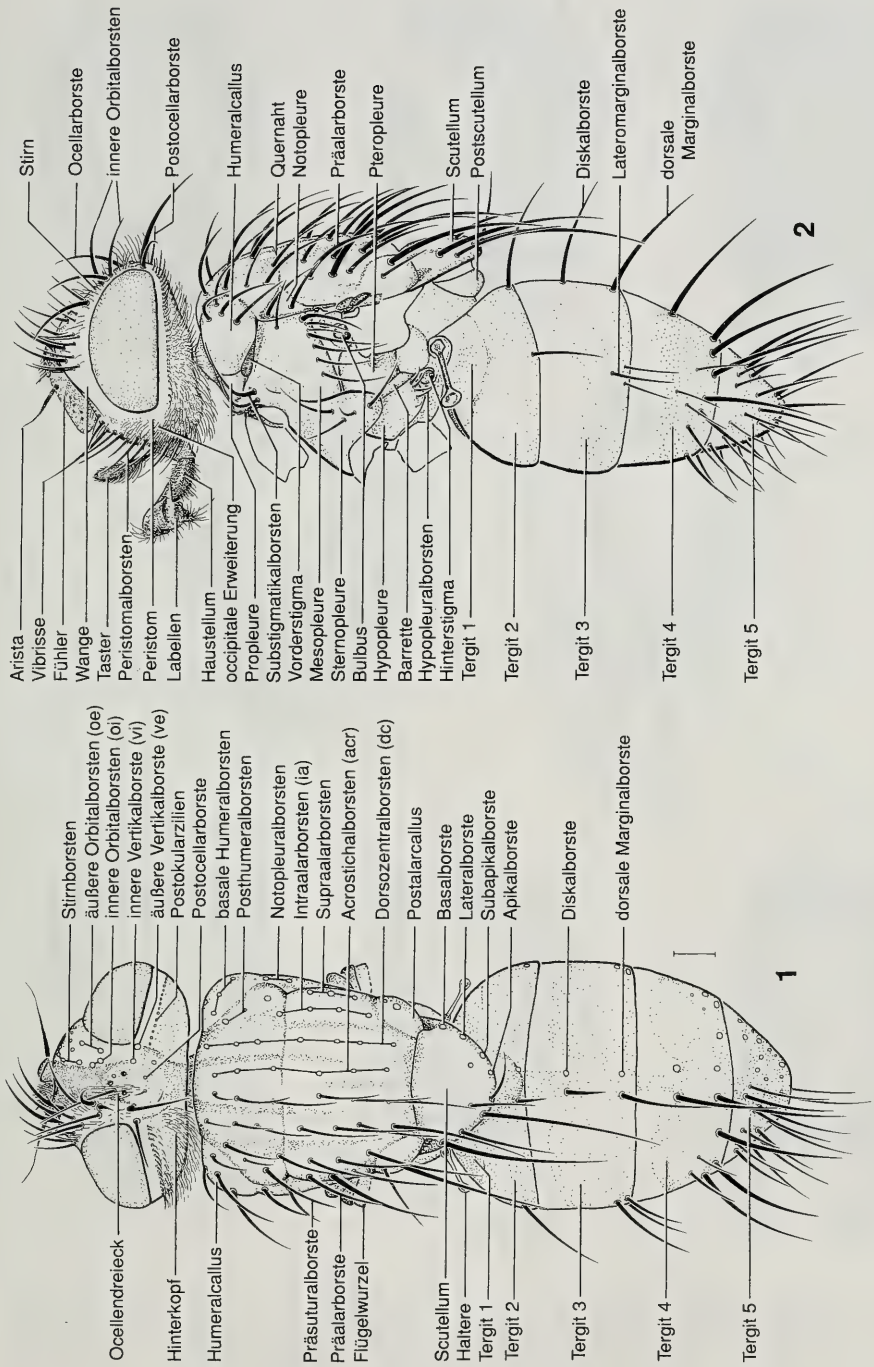


Abb. 1–2. *Lydella stabulans* ♀ (ohne Flügel und Beine, Behaarung nur am Kopf gezeichnet). – 1. dorsale Ansicht, – 2. laterale Ansicht. – Maßstrich: 0,5 mm.

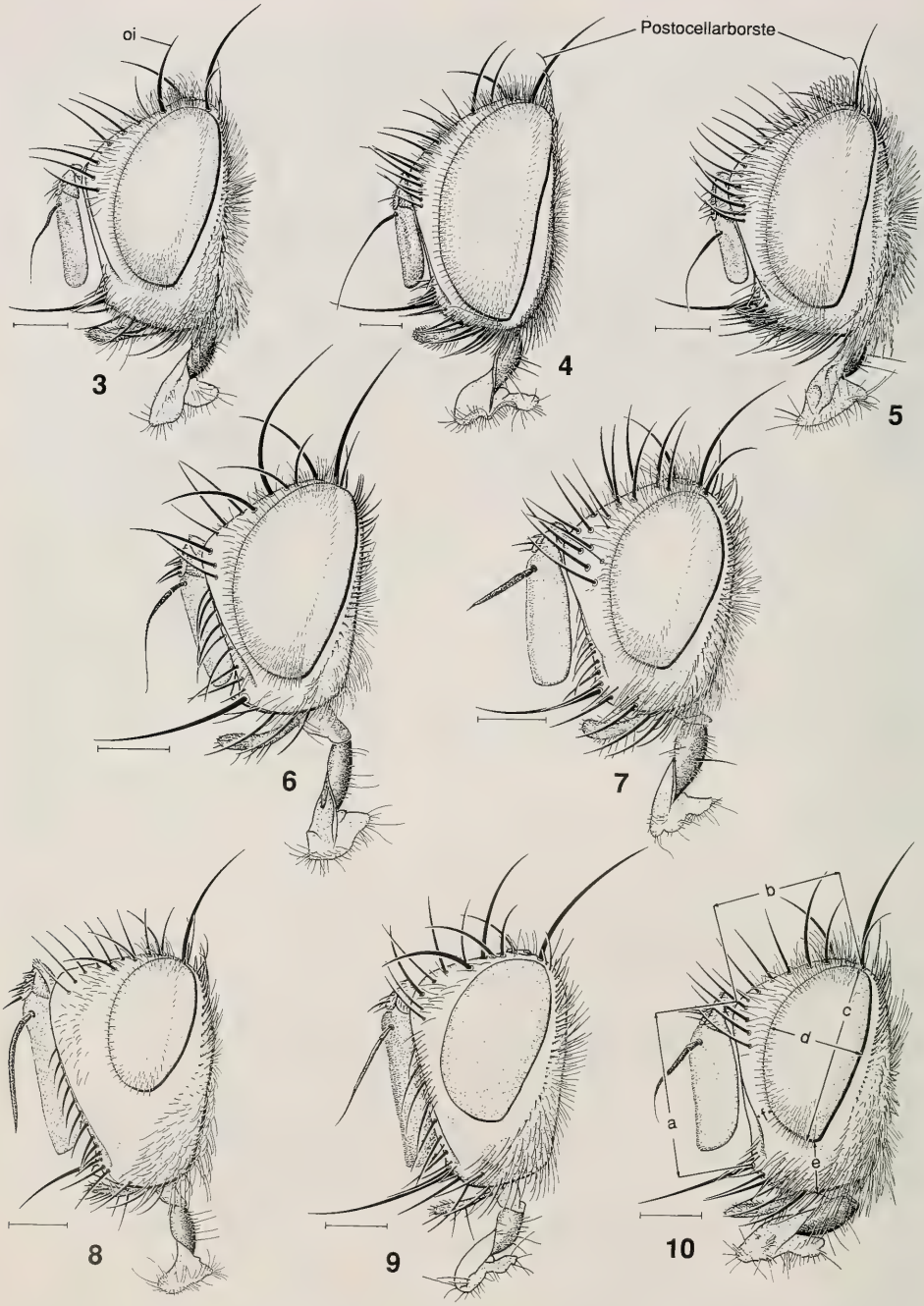


Abb. 3–10. Kopf, laterale Ansicht. – 3. *Catagonia aberrans* ♂, – 4. *Carcelia bombylans* ♂, – 5. *Nemorilla floralis* ♂, – 6. *Phorinia aurifrons* ♀, – 7. *Phryxe prima* ♂, – 8. *Istocheta cinerea* ♂, – 9. *Admontia maculisquama* ♂, – 10. *Phryxe nemea* ♂ (*a* = Gesichtshöhe; *b* = Länge der Stirn; *c* = großer Augendurchmesser; *d* = kleiner Augendurchmesser; *e* = Breite des Peristoms; *f* = Breite der Wangen an ihrer schmalsten Stelle). – Maßstrich: 0,5 mm.

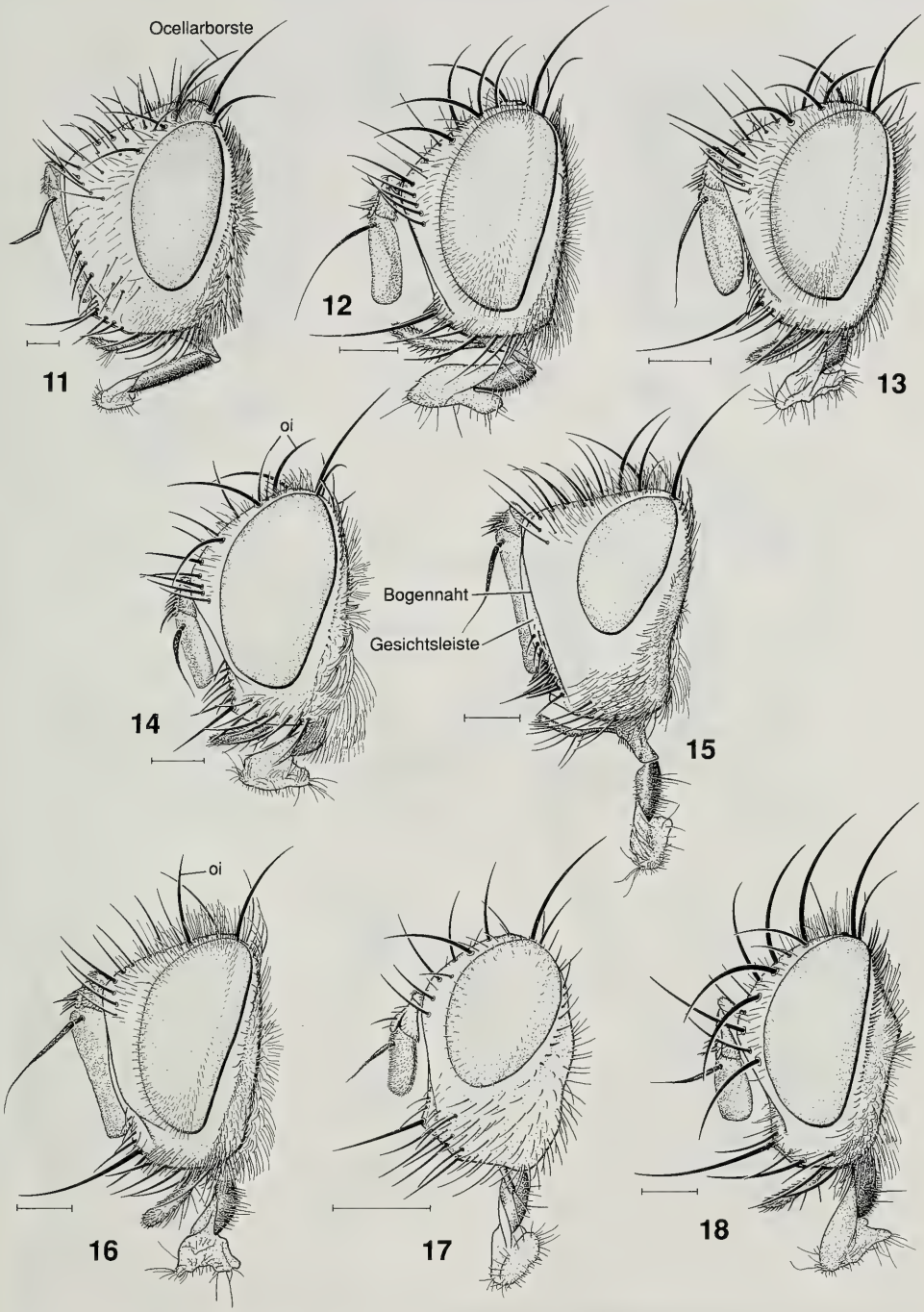


Abb. 11–18. Kopf, laterale Ansicht. – 11. *Gonia distinguenda* ♂, – 12. *Phebellia nigripalpis* ♀, – 13. *Myxexoristops blondeli* ♀, – 14. *Townsendiellomyia nidicola* ♀, – 15. *Pexopsis aprica* ♂, – 16. *Eumea linearicornis* ♂, – 17. *Petagnia subpetiolata* ♂, – 18. *Voria ruralis* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

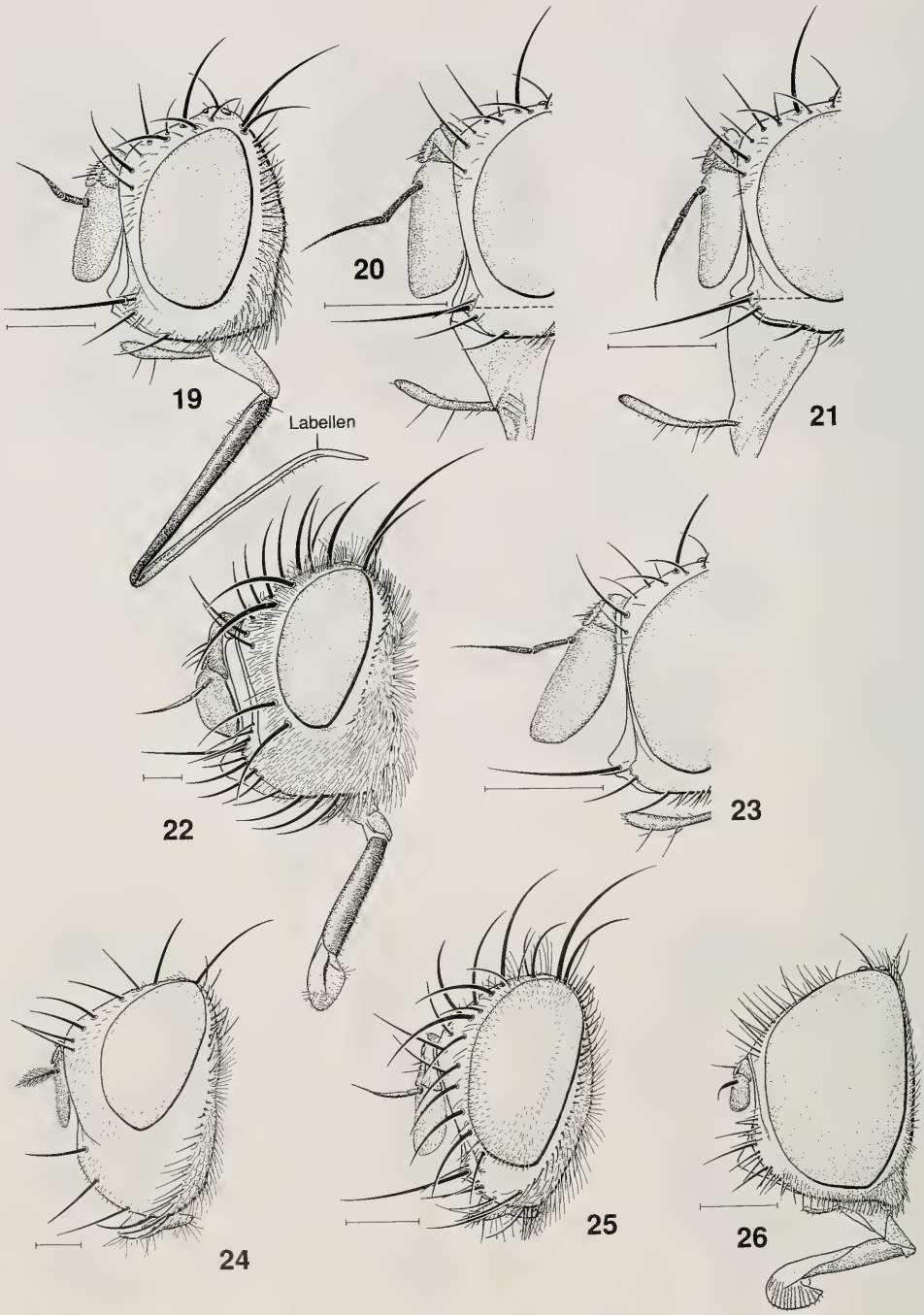


Abb. 19–26. Kopf, laterale Ansicht. – 19. *Siphona geniculata* ♂, – 20. *Siphona confusa* ♂, – 21. *Siphona cristata* ♂, – 22. *Peleteria varia* ♂, – 23. *Siphona pauciseta* ♂, – 24. *Dexiosoma caninum* ♂, – 25. *Cyrtophleba ruricola* ♂, – 26. *Phasia pusilla* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

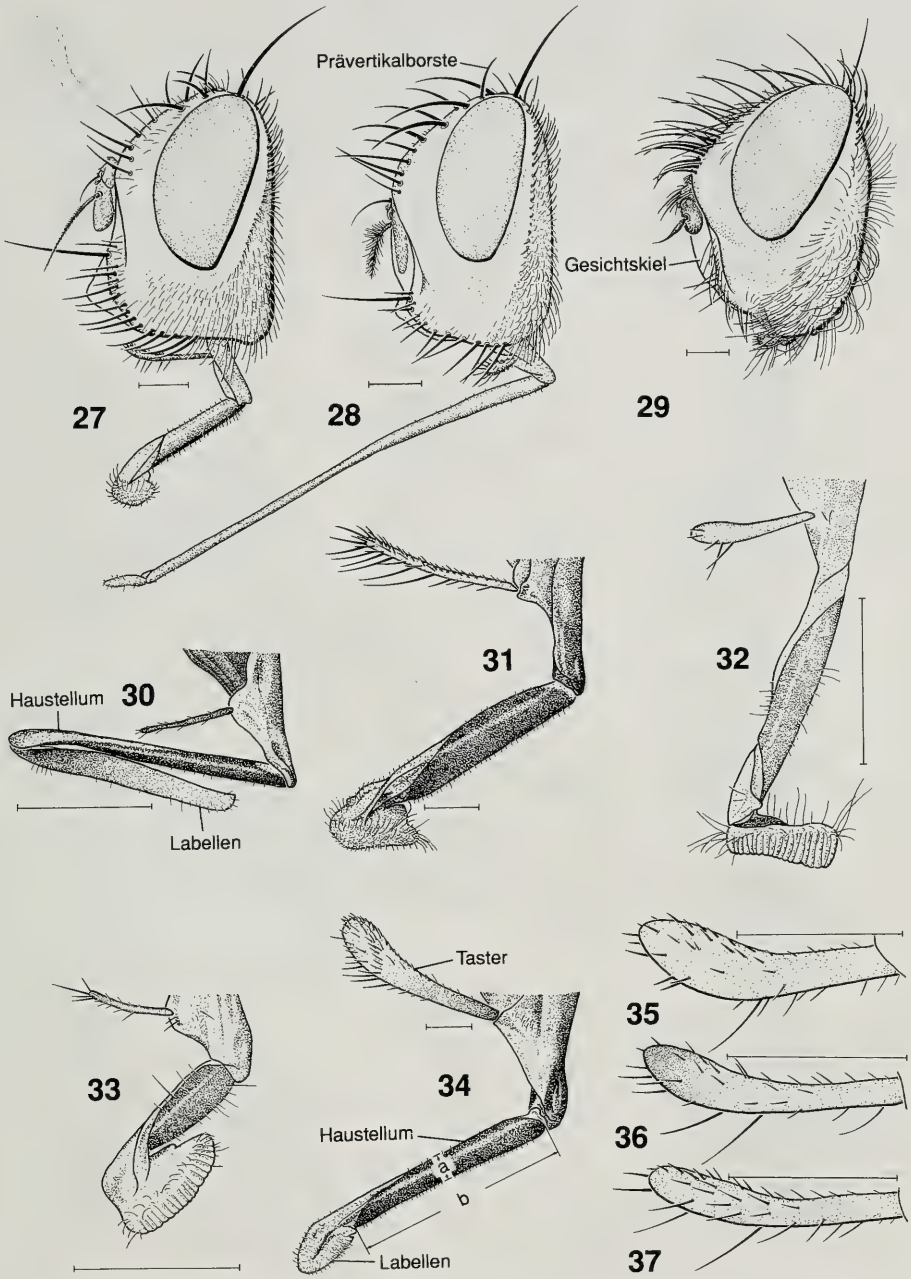


Abb. 27–29. Kopf, laterale Ansicht. – 27. *Stomina tachinoides* ♀, – 28. *Prosena siberita* ♀, – 29. *Trixa caerulescens* ♂.

Abb. 30–34. Rüssel mit Tastern, laterale Ansicht. – 30. *Ancistrophora mikii* ♀, – 31. *Tachina fera* ♂, – 32. *Ceranthia samarensis* ♂, – 33. *Ceranthia abdominalis* ♂, – 34. *Nowickia ferox* ♀ (*a* = Durchmesser des Haustellums; *b* = Länge des Haustellums).

Abb. 35–37. Taster, laterale Ansicht. – 35. *Solieria inanis* ♀, – 36. *Solieria fenestrata* ♀, – 37. *Solieria pacifica* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

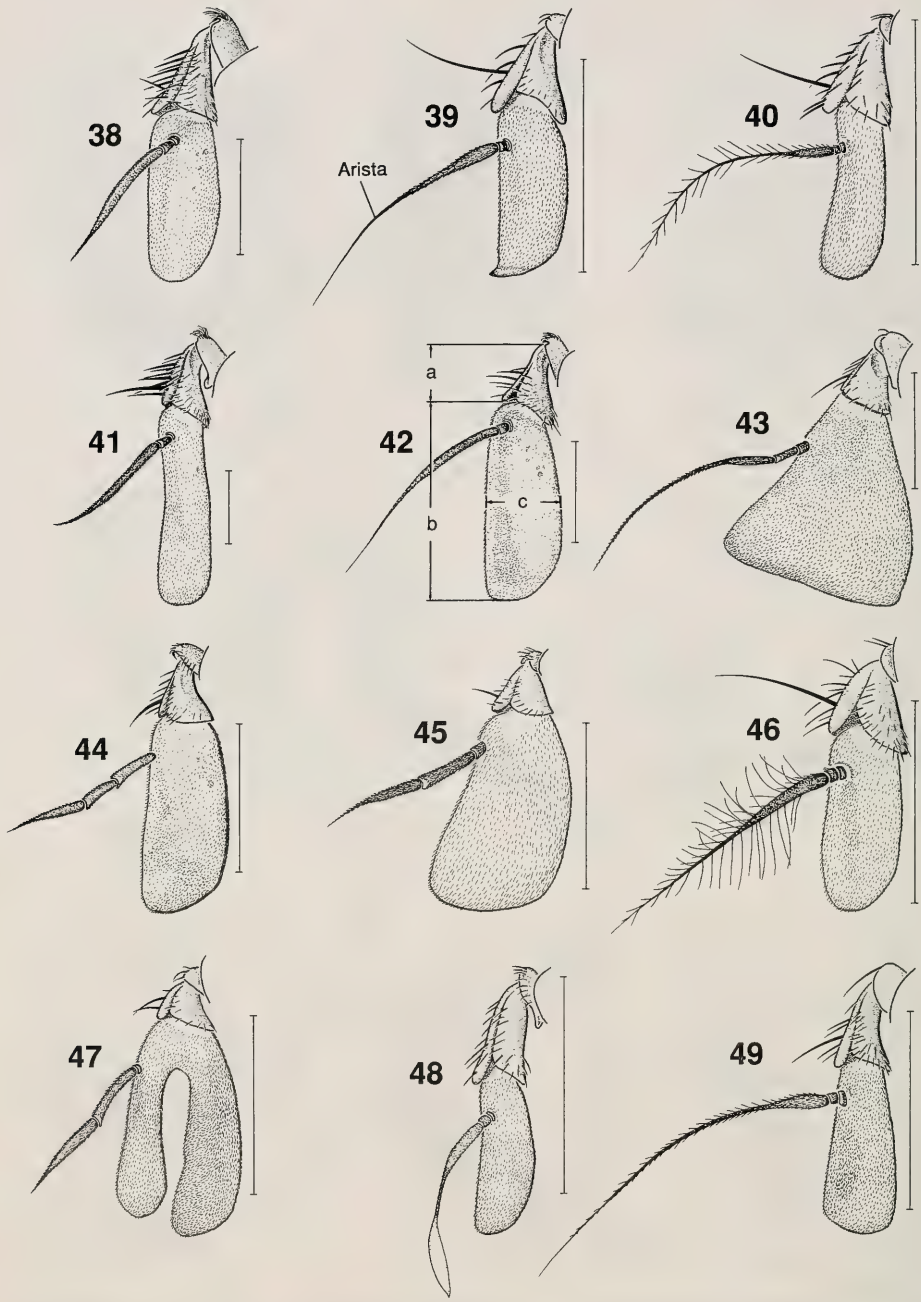


Abb. 38–49. Linker Fühler, laterale Ansicht. – 38. *Rhaphiochaeta breviseta* ♂, – 39. *Acemya acuticornis* ♂, – 40. *Gastrolepta anthracina* ♂, – 41. *Masicera silvatica* ♀, – 42. *Carcelia iliaca* ♂ (*a* = Länge des 2. Fühlergliedes; *b* = Länge des 3. Fühlergliedes; *c* = Breite des 3. Fühlergliedes), – 43. *Lophosia fasciata* ♂, – 44. *Triarthria setipennis* ♀, – 45. *Siphona nigricans* ♂, – 46. *Billaea triangulifera* ♂, – 47. *Peribaea fissicornis* ♂, – 48. *Cylindromyia pusilla* ♂, – 49. *Eriothrix prolixa* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

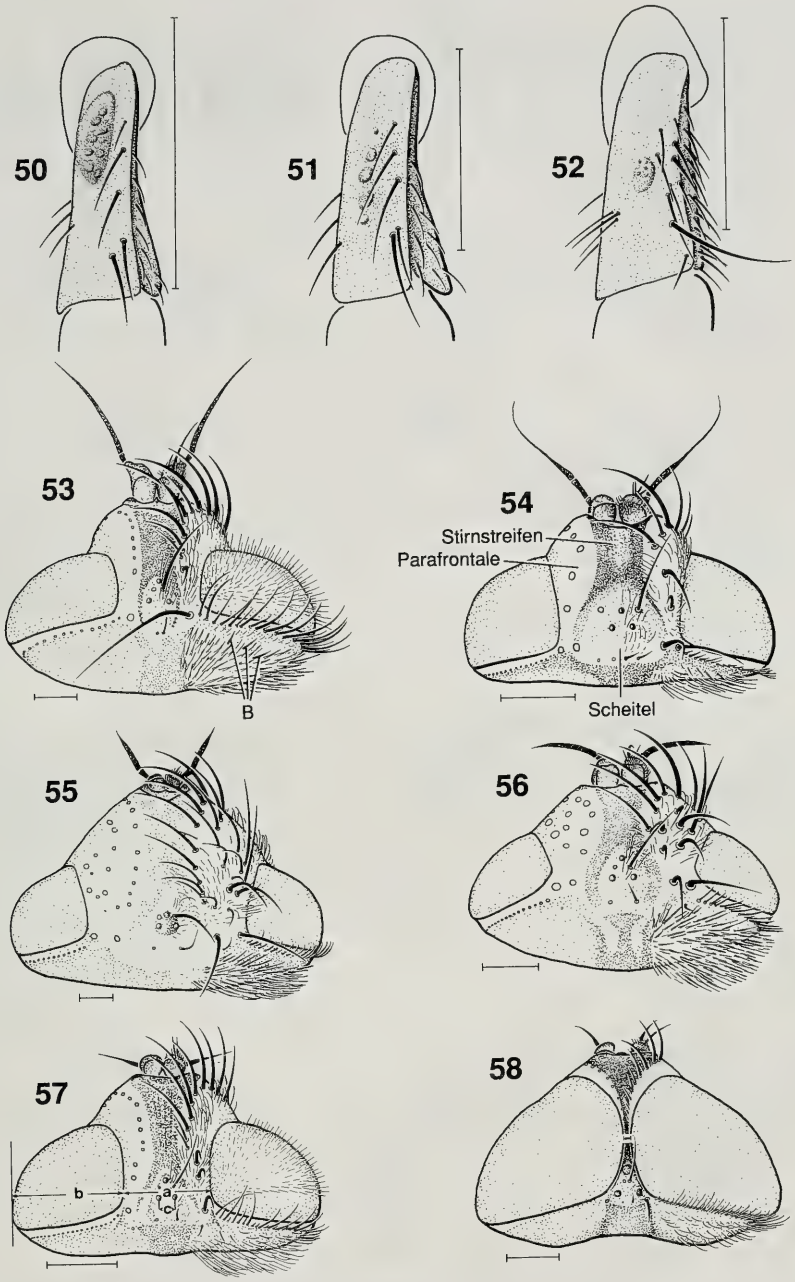


Abb. 50–52. Zweites Fühlerglied, Ansicht von vorn. – 50. *Exorista civilis* ♀, – 51. *Exorista deligata* ♂, – 52. *Linnaemya tessellans* ♂.

Abb. 53–58. Kopf, dorsale Ansicht. – 53. *Linnaemya haemorrhoidalis* ♂ (*B* = Borsten in der Obergrenze der weißen Behaarung), – 54. *Bessa selecta* ♂, – 55. *Gonia ornata* ♂, – 56. *Thelymorpha marmorata* ♂, – 57. *Pseudoperichaeta nigrolineata* ♂ (*a* = Breite der Stirn; *b* = Breite eines Auges; *c* = Abstand der hinteren Ocellen voneinander), – 58. *Opesia cana* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

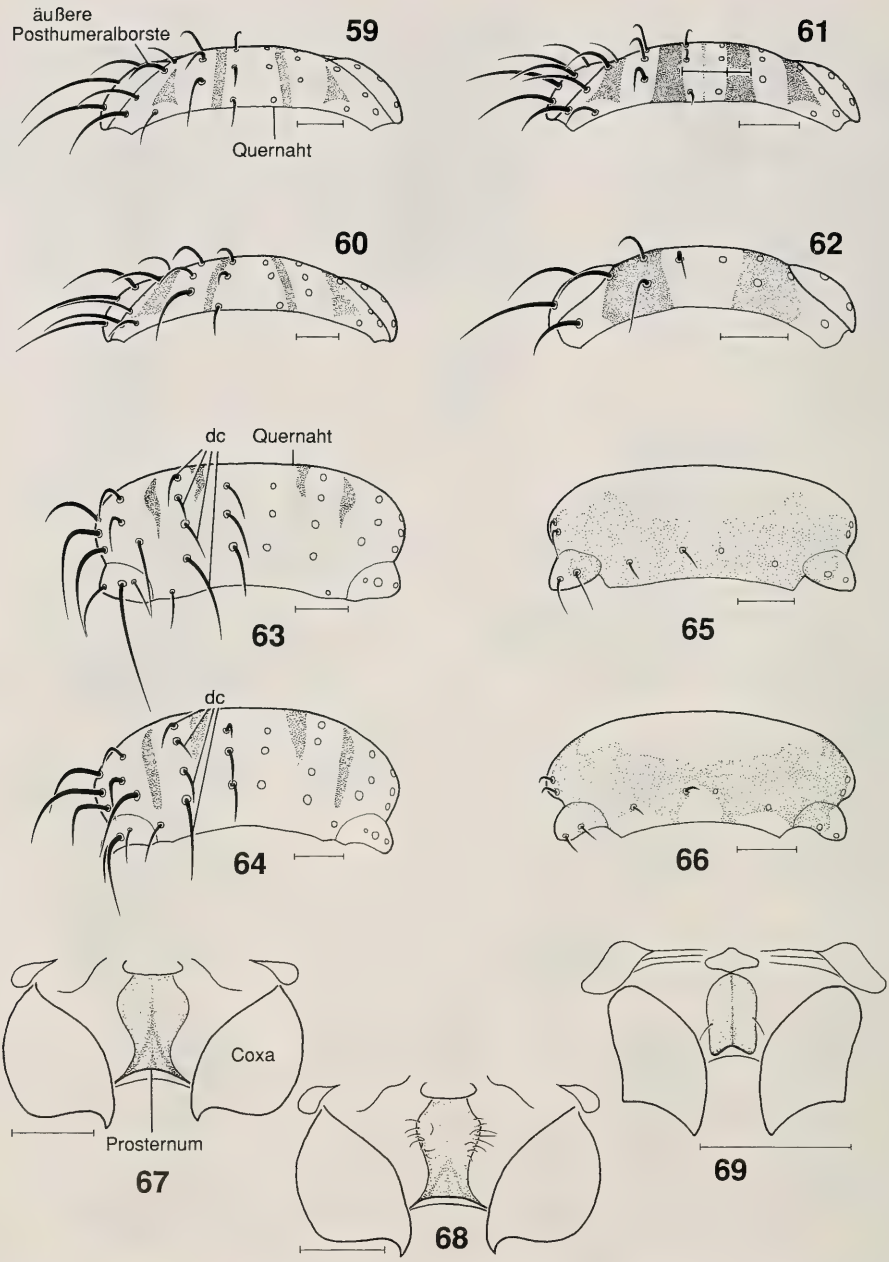


Abb. 59–62. Thorax **vor** der Quernaht, schräg von hinten und oben gesehen (ohne Behaarung gezeichnet). – 59. *Phebellia glauca* ♀, – 60. *Phebellia glaucoides* ♀, – 61. *Winthemia quadripustulata* ♀, – 62. *Mintho rufiventris* ♀.

Abb. 63–66. Thorax **hinter** der Quernaht, schräg von hinten und oben gesehen (ohne Behaarung gezeichnet). – 63. *Senometopia pollinosa* ♀, – 64. *Senometopia separata* ♀, – 65. *Gymnosoma rotundatum* ♂, – 66. *Gymnosoma clavatum* ♂.

Abb. 67–69. Prosternum. – 67. *Masicera pavoniae* ♀, – 68. *Masicera sphingivora* ♀, – 69. *Siphona pauciseta* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

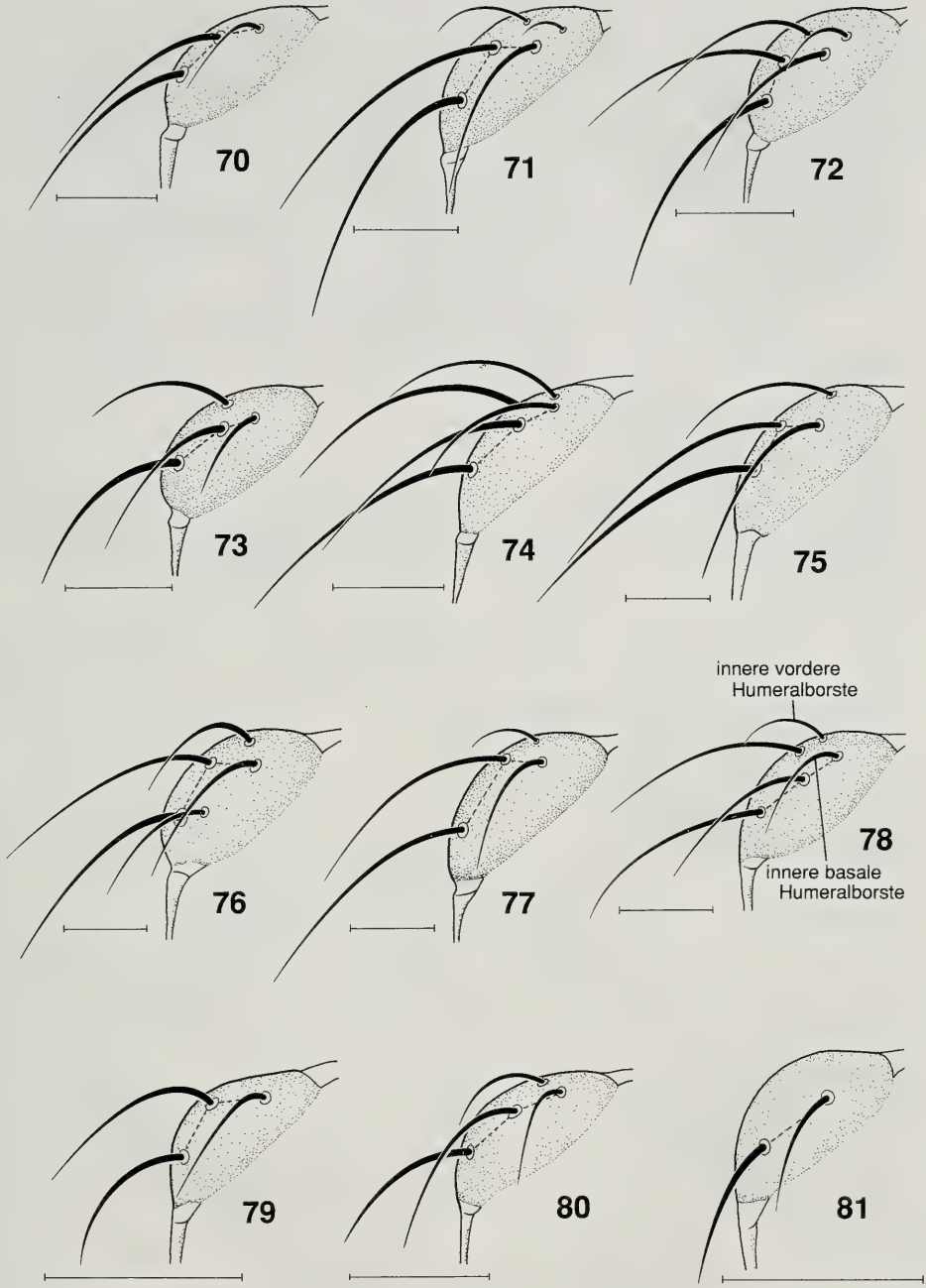


Abb. 70–81. Linker Humeralcallus, dorsale Ansicht (ohne Behaarung gezeichnet). – 70. *Huebneria affinis* ♂, – 71. *Phebellia villica* ♂, – 72. *Myxexoristops blondeli* ♀, – 73. *Phryxe vulgaris* ♂, – 74. *Chrysosomopsis auratus* ♂, – 75. *Eurithia caesia* ♂, – 76. *Eurithia suspecta* ♂, – 77. *Pseudopachystylum gonioides* ♂, – 78. *Eriothrix argyreatus* ♂, – 79. *Ramonda prunaria* ♂, – 80. *Wagneria gagatea* ♂, – 81. *Wagneria alpina* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

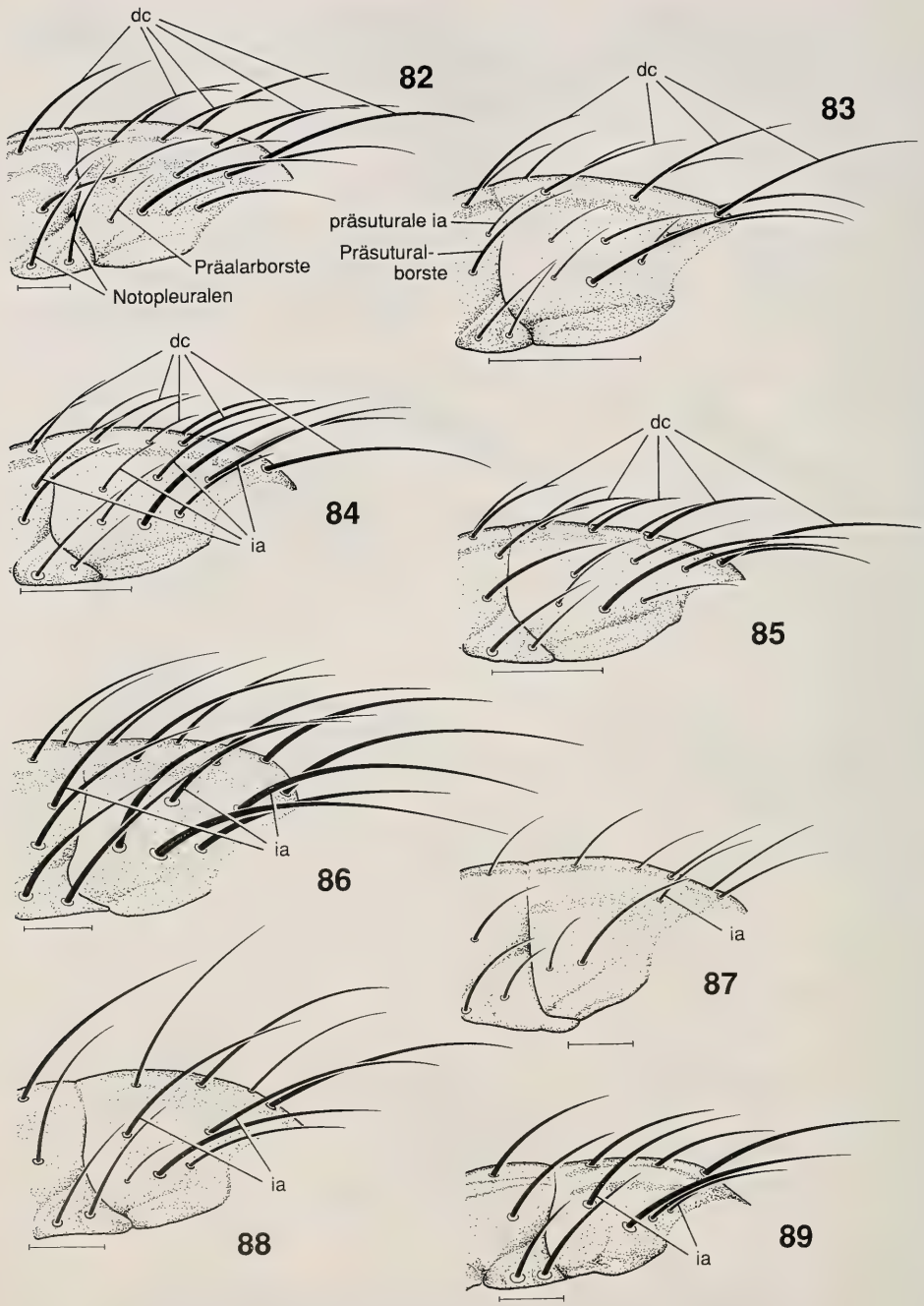


Abb. 82–89. Dorsaler Teil des Thorax, laterale Ansicht (ohne Behaarung gezeichnet). – 82. *Exorista larvarum* ♂, – 83. *Siphona maculata* ♂, – 84. *Siphona flavifrons* ♀, – 85. *Siphona geniculata* ♀, – 86. *Tachina praeceps* ♂, – 87. *Ectophasia crassipennis* ♂, – 88. *Labigastera forcipata* ♂, – 89. *Cylindromyia xylotina* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

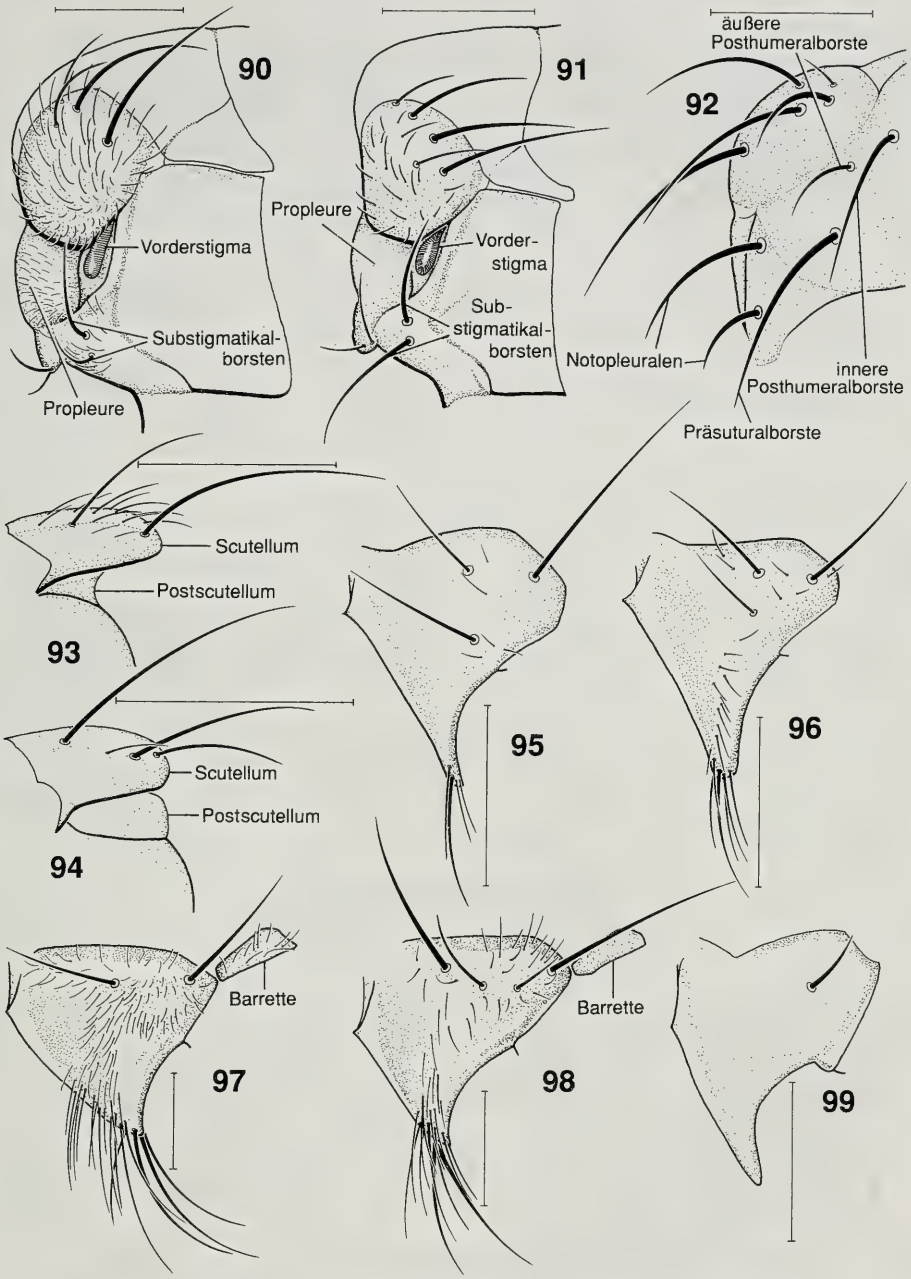


Abb. 90–91. Thorax vorn links, laterale Ansicht. – 90. *Meigenia mutabilis* ♀, – 91. *Peribaea tibialis* ♀.

Abb. 92. Thorax vorn links, dorsale Ansicht, von *Meigenia mutabilis* ♂ (ohne Behaarung gezeichnet).

Abb. 93–94. Scutellum und Postscutellum, laterale Ansicht. – 93. *Litophasia hyalipennis* ♂, – 94. *Cinochira atra* ♂.

Abb. 95–99. Sternopleure. – 95. *Siphona flavifrons* ♀, – 96. *Actia lamia* ♀, – 97. *Winthemia quadripustulata* ♂, – 98. *Drino inconspicua* ♀, – 99. *Cylindromyia pusilla* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

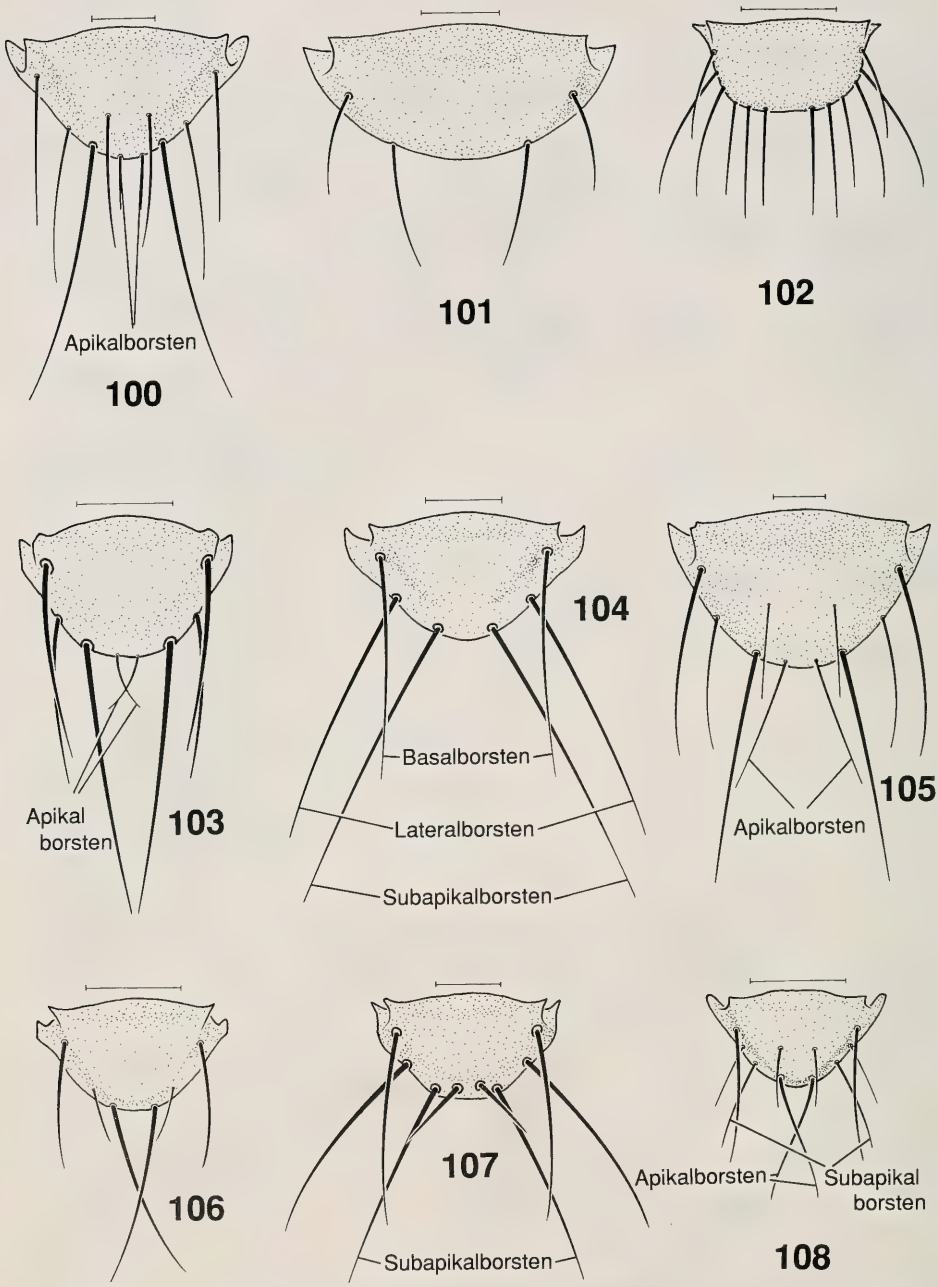


Abb. 100–108. Scutellum, dorsale Ansicht (ohne Behaarung gezeichnet). – 100. *Meigenia dorsalis* ♂, – 101. *Gymnosoma rotundatum* ♂, – 102. *Besseria melanura* ♀, – 103. *Ceromya bicolor* ♀, – 104. *Oswaldia muscaria* ♀, – 105. *Gaedia connexa* ♂, – 106. *Anthomyiopsis nigrisquamata* ♀, – 107. *Masistylum arcuatum* ♂, – 108. *Synactia parvula* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

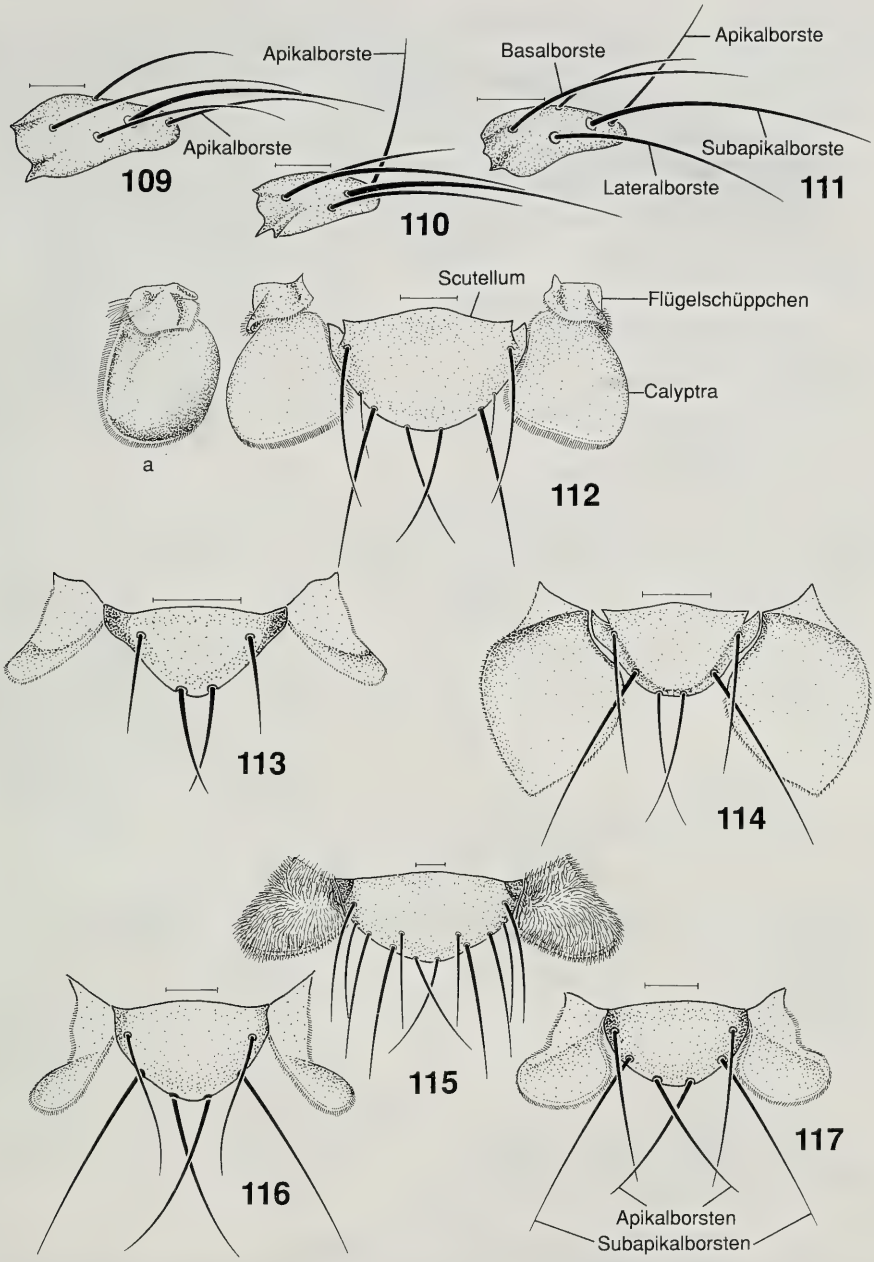
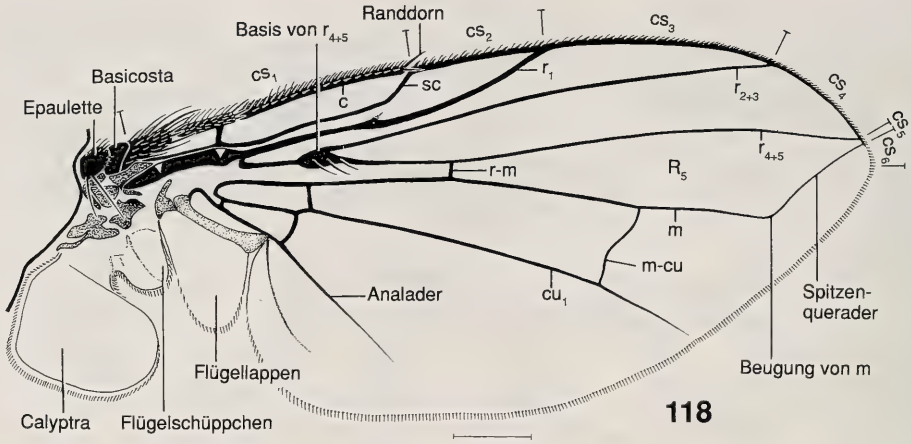


Abb. 109–111. Scutellum, laterale Ansicht (ohne Behaarung gezeichnet). – 109. *Pales processioneae* ♂, – 110. *Phryxe vulgaris* ♀, – 111. *Phebellia nigripalpis* ♀.

Abb. 112–117. Scutellum und Calyptrae, dorsale Ansicht (Scutellum ohne Behaarung gezeichnet). – 112. *Paratryphera barbatula* ♂ (*a* = linke Calyptra und Flügelschüppchen, laterale Ansicht), – 113. *Catharosia pygmaea* ♂, – 114. *Leucostoma anthracinum* ♂, – 115. *Nemoraea pellucida* ♂, – 116. *Macquartia grisea* ♀, – 117. *Macquartia tenebricosa* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.



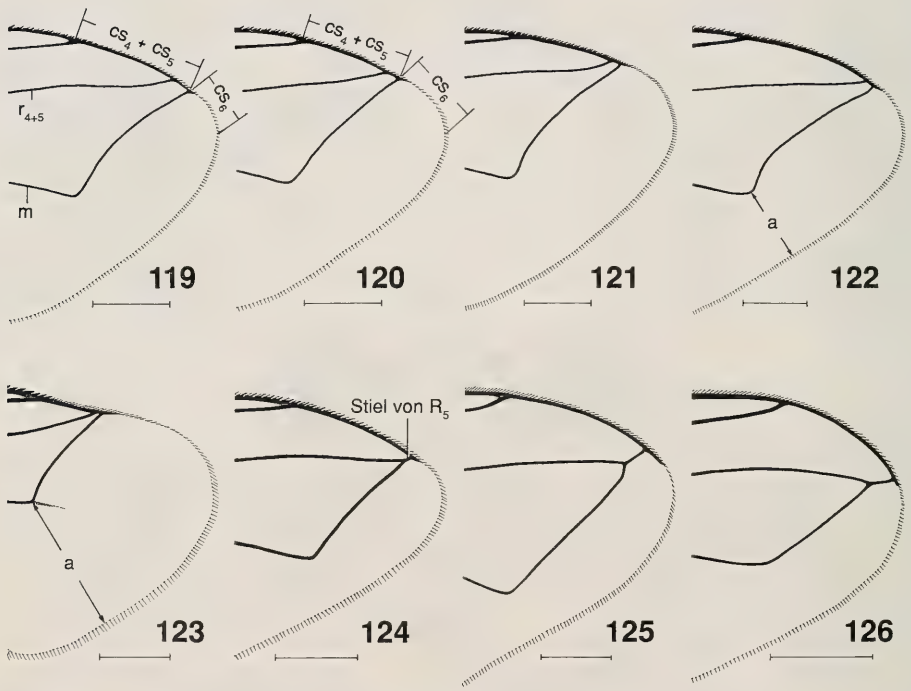


Abb. 118. Rechter Flügel von *Eurysthaea scutellaris* ♂.

Abb. 119–126. Spitzendrittel des rechten Flügels. – 119. *Phryxe magnicornis* ♂, – 120. *Phryxe vulgaris* ♀, – 121. *Platymya fimbriata* ♂, – 122. *Eumea linearicornis* ♂, – 123. *Athrycia impressa* ♂ (*a* = kürzester Abstand der Beugung zum Flügelhinterrand), – 124. *Dinera grisescens* ♂, – 125. *Gymnosoma rotundatum* ♂, – 126. *Gymnosoma nitens* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

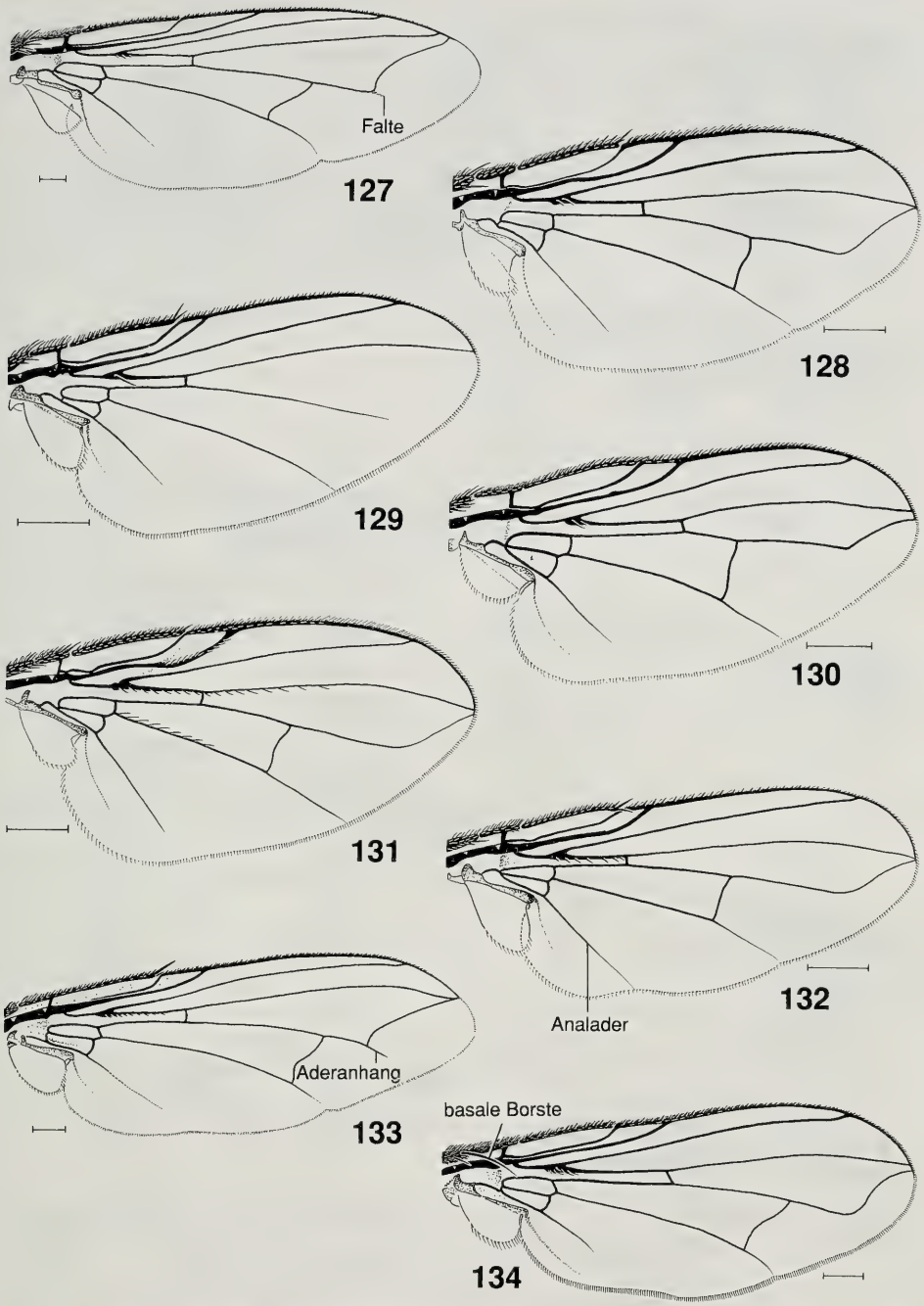


Abb. 127–134. Rechter Flügel. – 127. *Phorocera grandis* ♂, – 128. *Elodia morio* ♀, – 129. *Phytomyptera nigrina* ♂, – 130. *Eloceria delecta* ♂, – 131. *Actia nudibasis* ♂, – 132. *Siphona flavifrons* ♂, – 133. *Mintho rufiventris* ♀, – 134. *Phyllomya volvulus* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

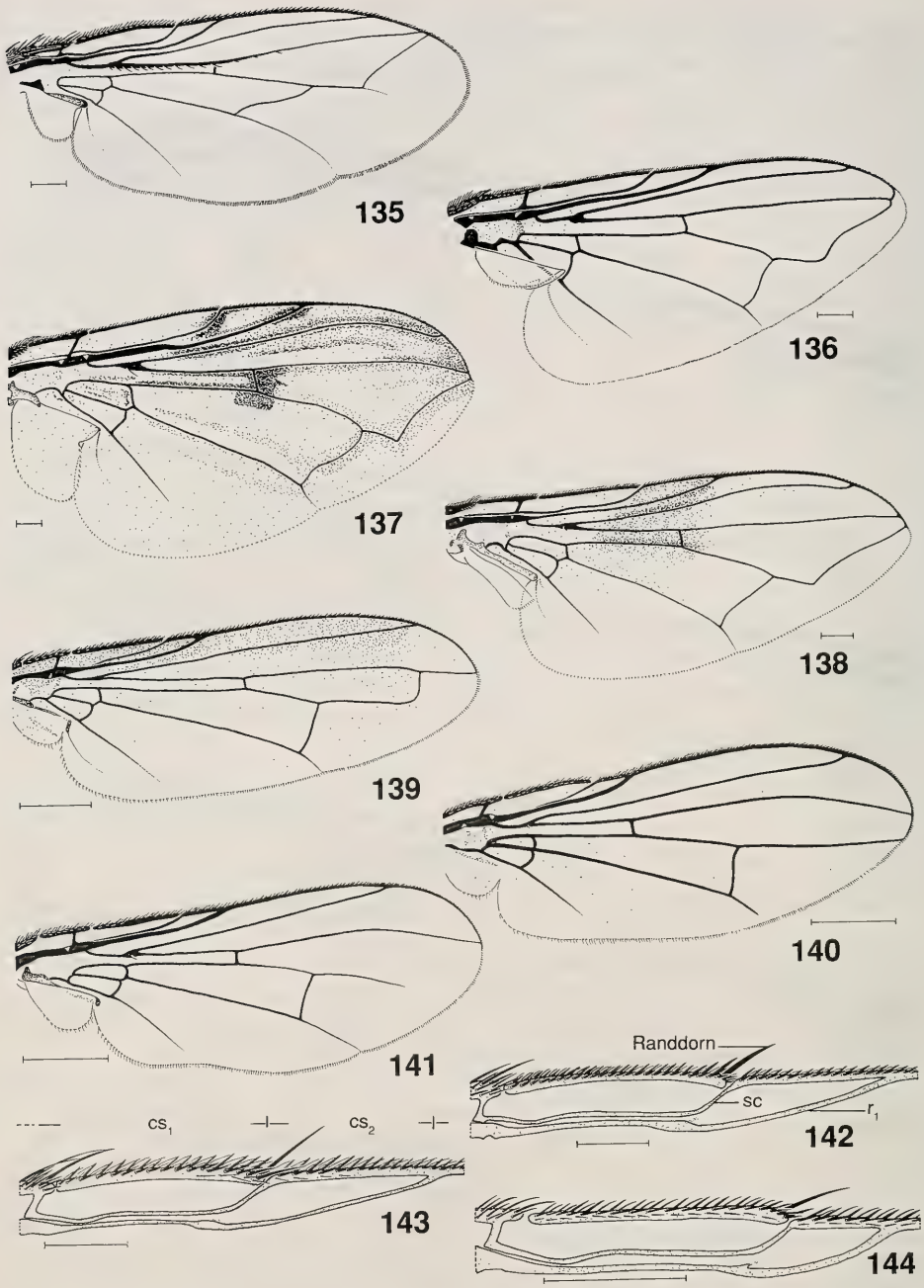


Abb. 135–141. Rechter Flügel. – 135. *Athrycia trepida* ♀, – 136. *Elomya lateralis* ♀, – 137. *Ectophasia crassipennis* ♂, – 138. *Ectophasia crassipennis* ♀, – 139. *Catharosia pygmaea* ♀, – 140. *Cinochira atra* ♂, – 141. *Besseria anthophila* ♂.

Abb. 142–144. Rechter Flügel, 1. und 2. Flügelrandabschnitt. – 142. *Aphria longirostris* ♂, – 143. *Aphria longilingua* ♂, – 144. *Ramonda ringdahli* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

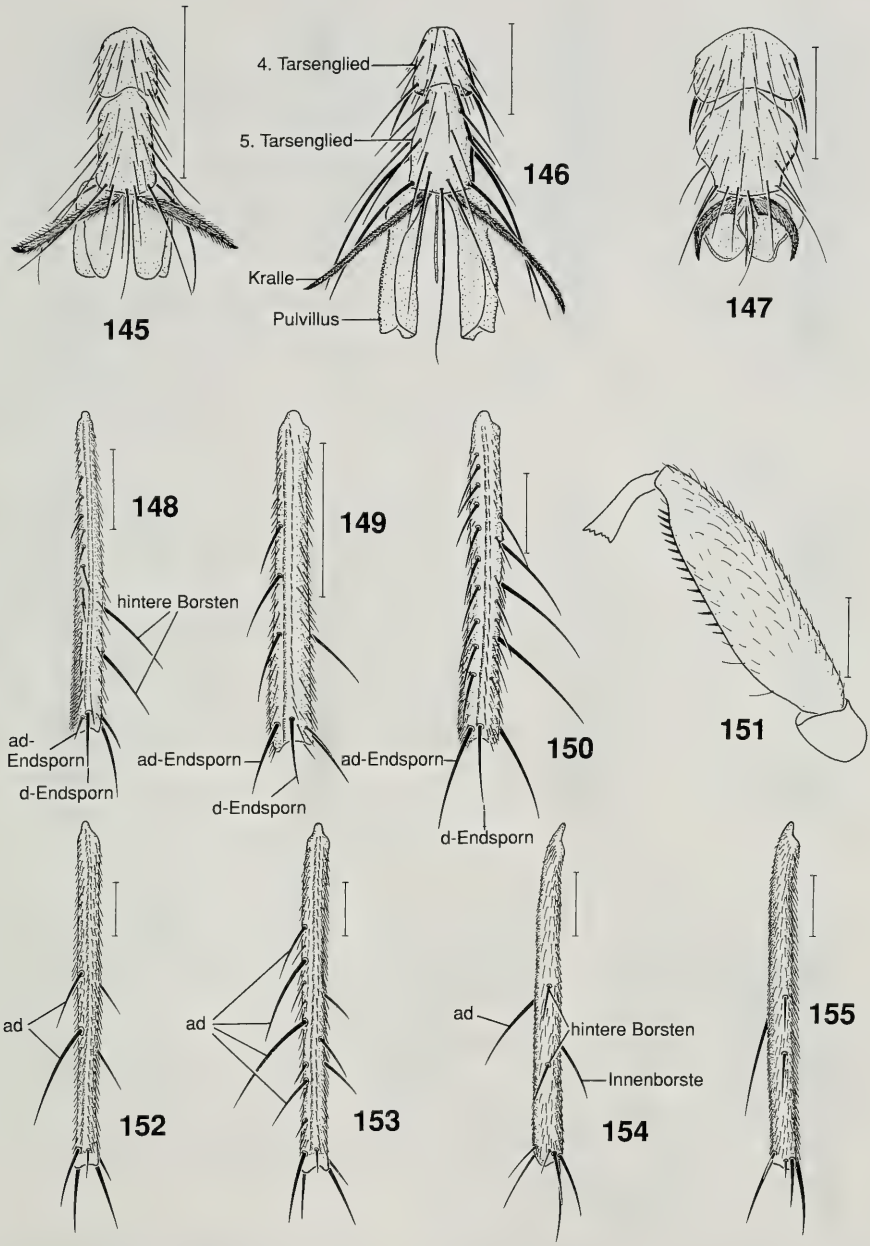


Abb. 145–147. Vordertarsus, 4. und 5. Glied, dorsale Ansicht. – 145. *Phryxe erythrostoma* ♂, – 146. *Tachina fera* ♂, – 147. *Ernestia rudis* ♀.

Abb. 148–150. Linke Vordertibia, dorsale Ansicht. – 148. *Senometopia pollinosa* ♂, – 149. *Entomophaga nigrohalterata* ♀, – 150. *Pelatachina tibialis* ♀.

Abb. 151. Linker Femur von *Gymnosoma clavatum* ♀.

Abb. 152–153. Linke Mitteltibia, dorsale Ansicht. – 152. *Thelaira nigripes* ♂, – 153. *Thelaira solivaga* ♂.

Abb. 154–155. Linke Mitteltibia, Ansicht von hinten. – 154. *Carcelia bombylans* ♂, – 155. *Senometopia separata* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

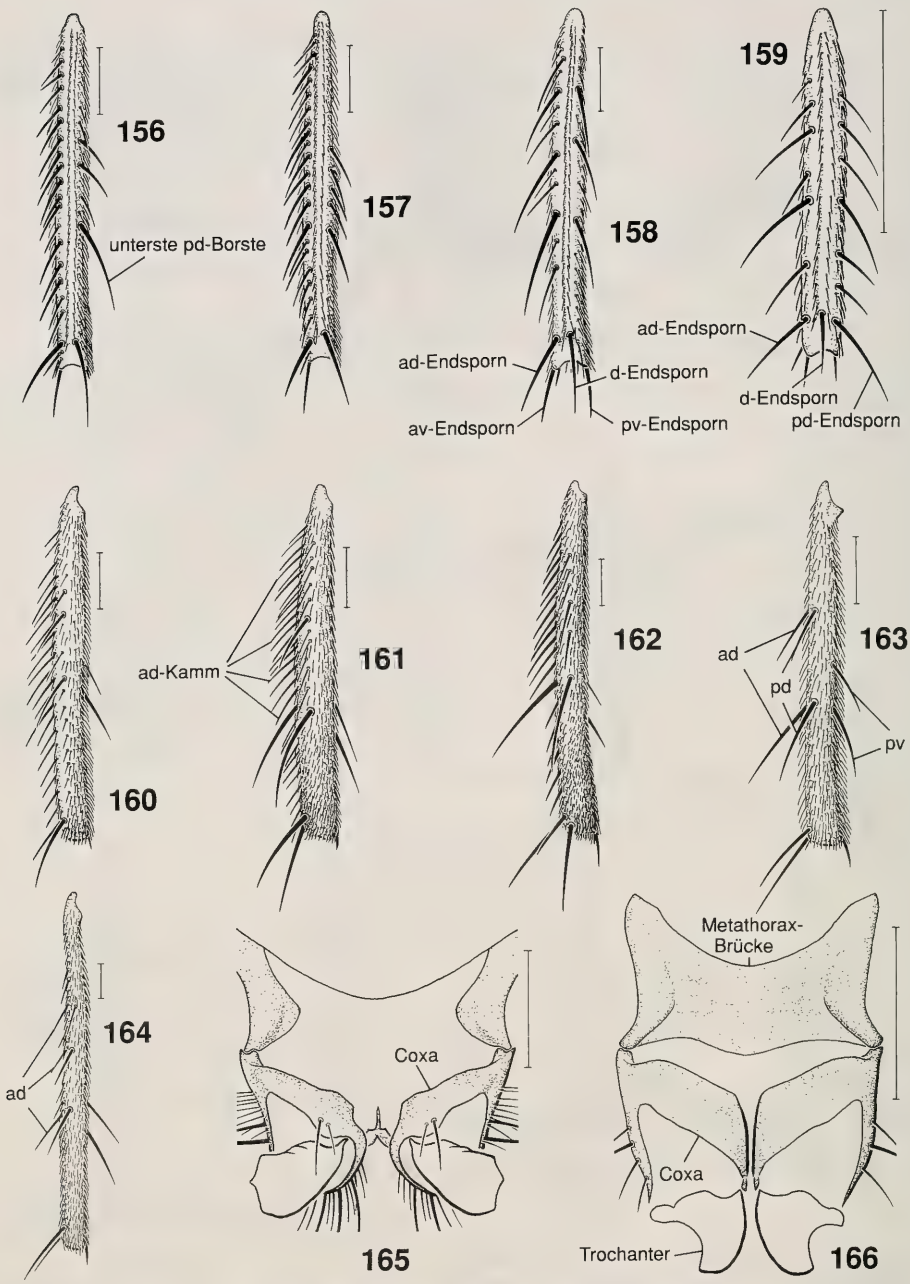


Abb. 156–159. Linke Hintertibia, dorsale Ansicht (der pv-Endsporn ist in dieser Ansicht normalerweise vom 1. Tarsenglied verdeckt!). – 156. *Winthemia quadripustulata* ♀, – 157. *Winthemia cruentata* ♀, – 158. *Linnaemya picta* ♂, – 159. *Phytomyptera vaccinii* ♂.

Abb. 160–164. Linke Hintertibia, Ansicht von hinten. – 160. *Billaea triangulifera* ♂, – 161. *Phebellia villica* ♂, – 162. *Gonia distinguenda* ♀, – 163. *Cylindromyia auriceps* ♂, – 164. *Dinera ferina* ♂.

Abb. 165–166. Metathorax, Hinterhüften (= Coxa) und Trochanteren in Ansicht von hinten (Trochanteren ohne Behaarung gezeichnet). – 165. *Carcelia bombylans* ♂, – 166. *Phania funesta* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

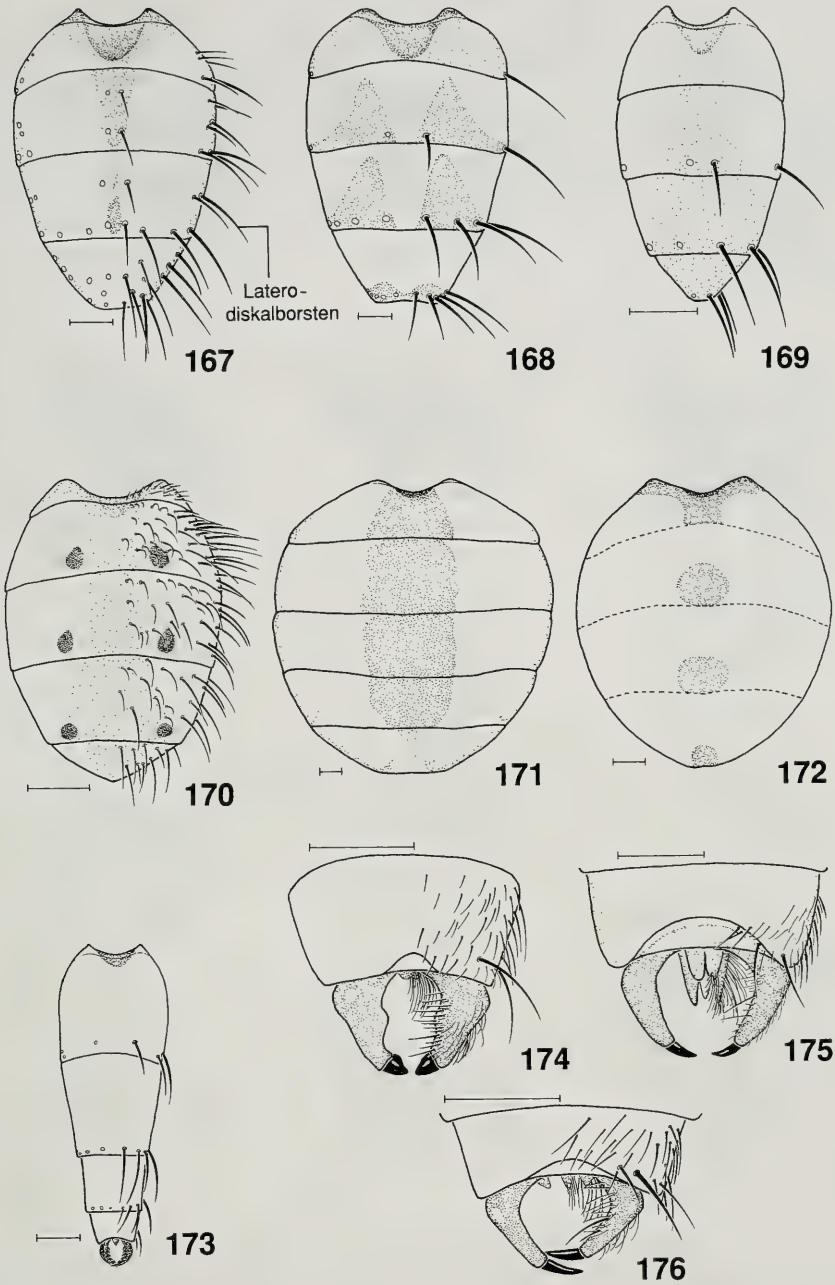


Abb. 167–173. Abdomen, dorsale Ansicht (Behaarung nur in Abb. 170 gezeichnet). – 167. *Hyalurgus lucidus* ♂, – 168. *Billaea triangulifera* ♂, – 169. *Siphona maculata* ♂, – 170. *Pandelleia otiorrhynchi* ♂, – 171. *Ectophasia crassipennis* ♂, – 172. *Gymnosoma rotundatum* ♂, – 173. *Leucostoma anthracinum* ♀.

Abb. 174–176. Tergit 5 und Abdominalzange, dorsale Ansicht. – 174. *Labigastera pauciseta* ♀, – 175. *Labigastera forcipata* ♀, – 176. *Labigastera nitidula* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

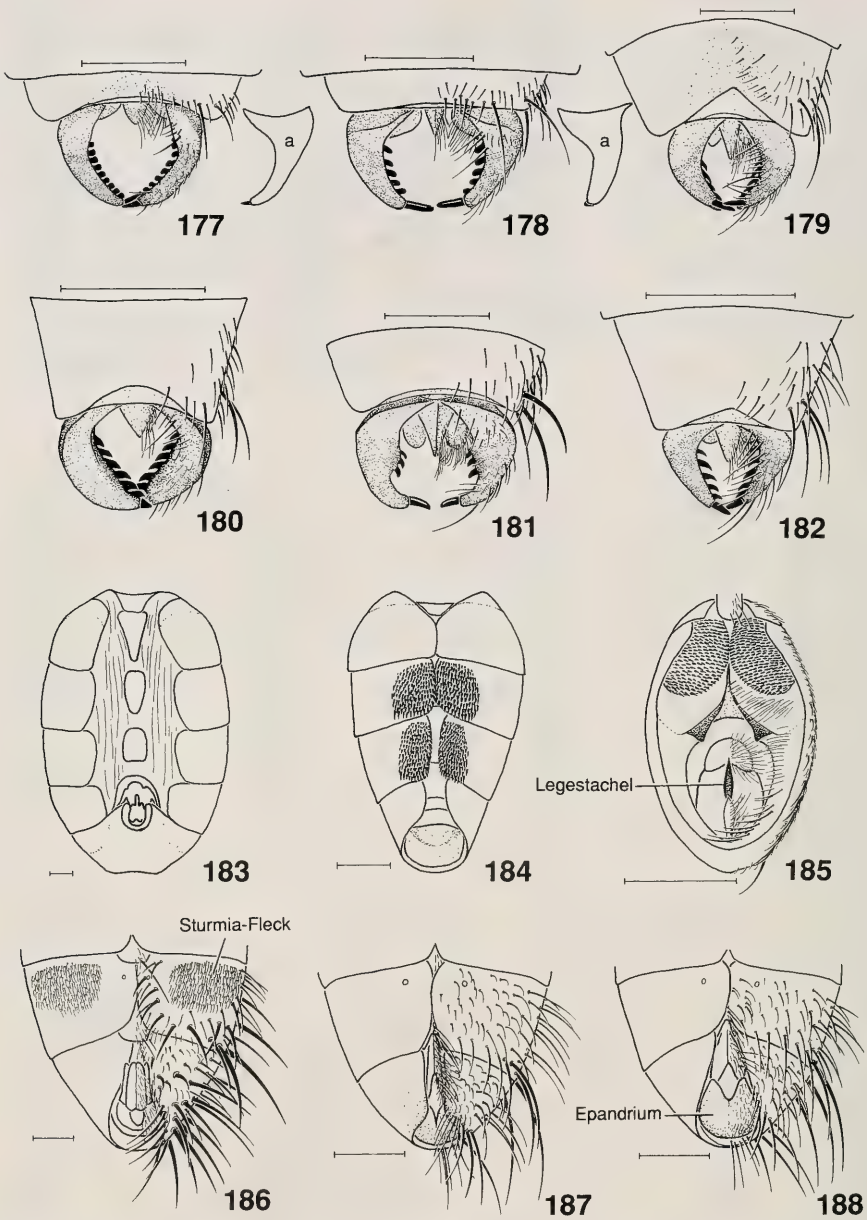


Abb. 177–182. Tergit 5 und Abdominalzange, dorsale Ansicht (*a* = rechter Zangenarm in lateraler Ansicht). – 177. *Dionaea flavisquamis* ♀, – 178. *Dionaea aurifrons* ♀, – 179. *Leucostoma meridianum* ♀, – 180. *Leucostoma tetraptera* ♀, – 181. *Leucostoma turonicum* ♀, – 182. *Leucostoma simplex* ♀.

Abb. 183–184. Abdomen, ventrale Ansicht (ohne Behaarung und Beborstung gezeichnet). – 183. *Ectophasia oblonga* ♂, – 184. *Medina multispina* ♀.

Abb. 185. Endsegmente des Abdomens, ventrale Ansicht, von *Catharosia pygmaea* ♀.

Abb. 186–188. Tergite 4 und 5, ventrale Ansicht. – 186. *Lydella grisescens* ♂, – 187. *Leucostoma tetraptera* ♂, – 188. *Leucostoma crassum* ♂. – Maßstrich: 0,5 mm.

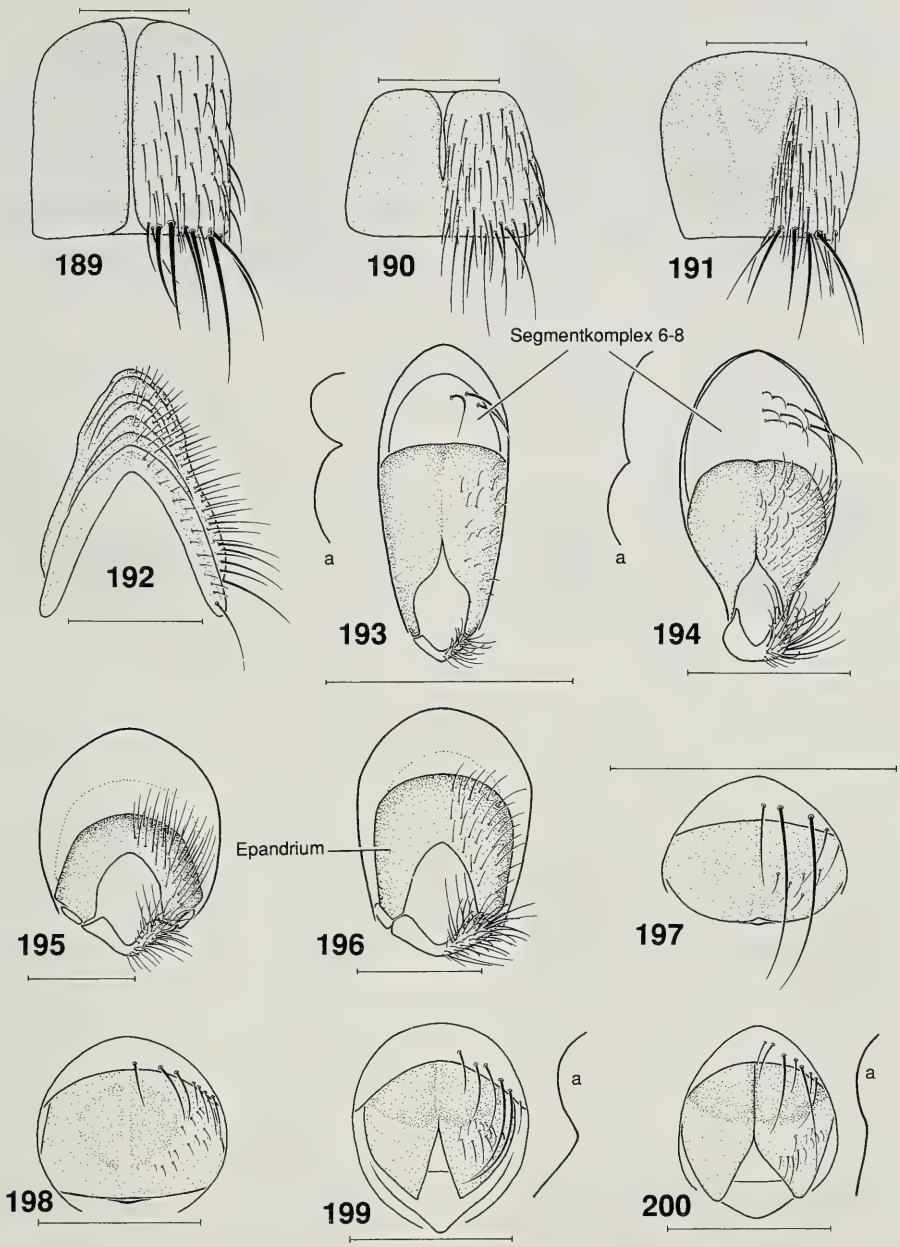


Abb. 189–192. Sternit 6, ventrale Ansicht. – 189. *Eurithia consobrina* ♀, – 190. *Eurithia connivens* ♀, – 191. *Eurithia vivida* ♀, – 192. *Phorocera assimilis* ♀.

Abb. 193–196. Epandrium, caudale Ansicht in der Höhlung von Tergit 5 (*a* = Kontur von Segmentkomplex 6-8 und Epandrium in lateraler Ansicht). – 193. *Leucostoma anthracinum* ♂, – 194. *Leucostoma crassum* ♂, – 195. *Carcelia dubia* ♂, – 196. *Carcelia lucorum* ♂.

Abb. 197–200. Tergit 7, caudale Ansicht in der Höhlung von Tergit 5 (*a* = Kontur von Tergit 7 in lateraler Ansicht). – 197. *Medina luctuosa* ♀, – 198. *Medina multispina* ♀, – 199. *Medina melania* ♀, – 200. *Medina separata* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

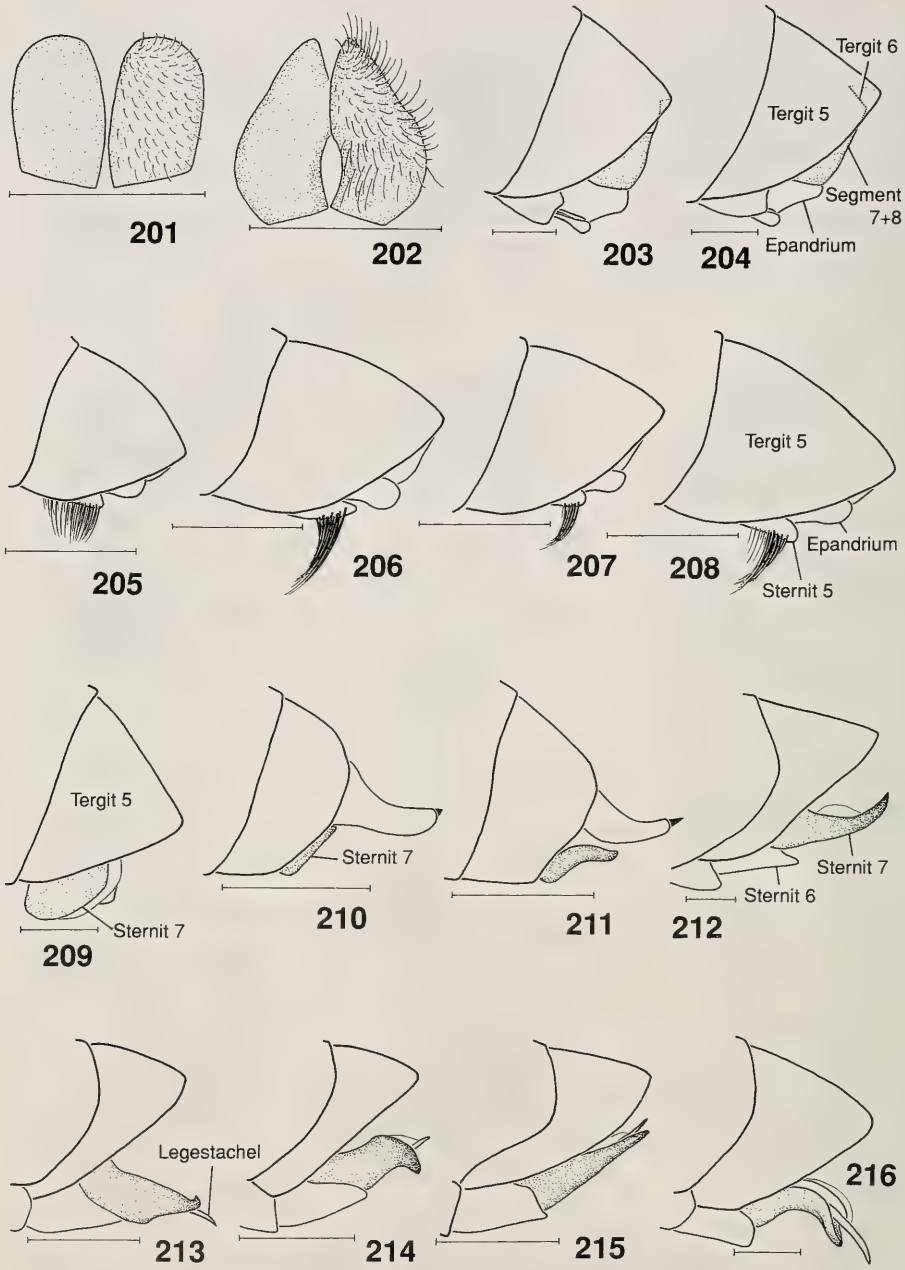


Abb. 201–202. Cerci. – 201. *Gymnosoma clavatum* ♀, – 202. *Gymnosoma rotundatum* ♀.
Abb. 203–216. Abdominalsegment 5 und Postabdomen, laterale Ansicht (nur diagnostisch wichtige Behaarung gezeichnet). – 203. *Bithia immaculata* ♂, – 204. *Bithia modesta* ♂, – 205. *Medina luctuosa* ♂, – 206. *Medina melania* ♂, – 207. *Medina separata* ♂, – 208. *Medina multispina* ♂, – 209. *Picconia incurva* ♀, – 210. *Leucostoma crassum* ♀, – 211. *Leucostoma simplex* ♀, – 212. *Phasia aurigera* ♀, – 213. *Phasia pandellei* ♀, – 214. *Phasia pusilla* ♀, – 215. *Phasia obesa* ♀, – 216. *Phasia aurulans* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

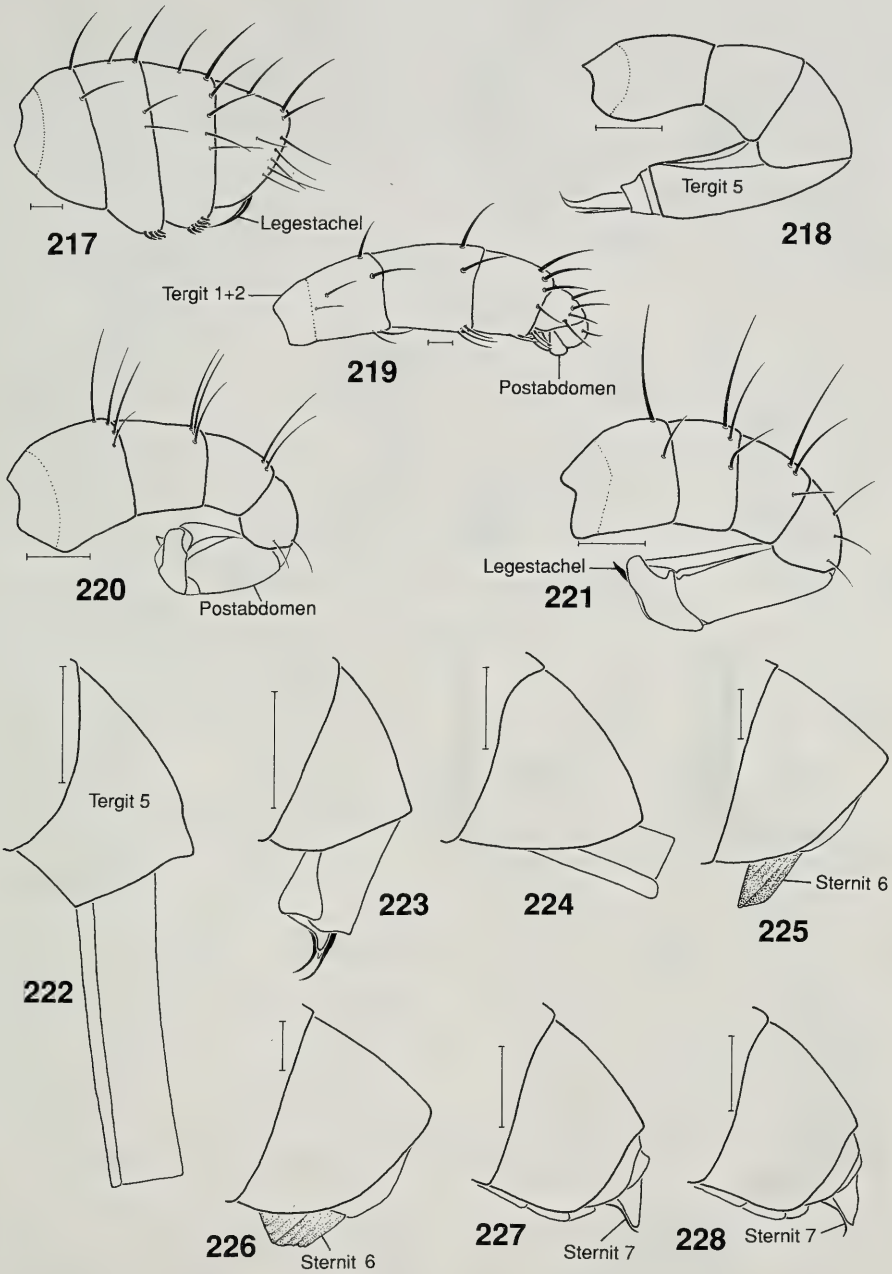


Abb. 217–221. Abdomen, laterale Ansicht (nur Beborstung gezeichnet). – 217. *Compsilura concinnata* ♀, – 218. *Freraea gagatea* ♀, – 219. *Cylindromyia brevicornis* ♂, – 220. *Phania incrassata* ♀, – 221. *Phania funesta* ♀.

Abb. 222–228. Abdominalsegment 5 und Postabdomen, laterale Ansicht (ohne Beborstung und Behaarung gezeichnet). – 222. *Pandelleia otiorrhynchi* ♀, – 223. *Microsoma exiguum* ♀, – 224. *Rondania dimidiata* ♀, – 225. *Phorocera grandis* ♀, – 226. *Phorocera assimilis* ♀, – 227. *Ectophasia oblonga* ♀, – 228. *Ectophasia crassipennis* ♀. – Maßstrich: 0,5 mm.

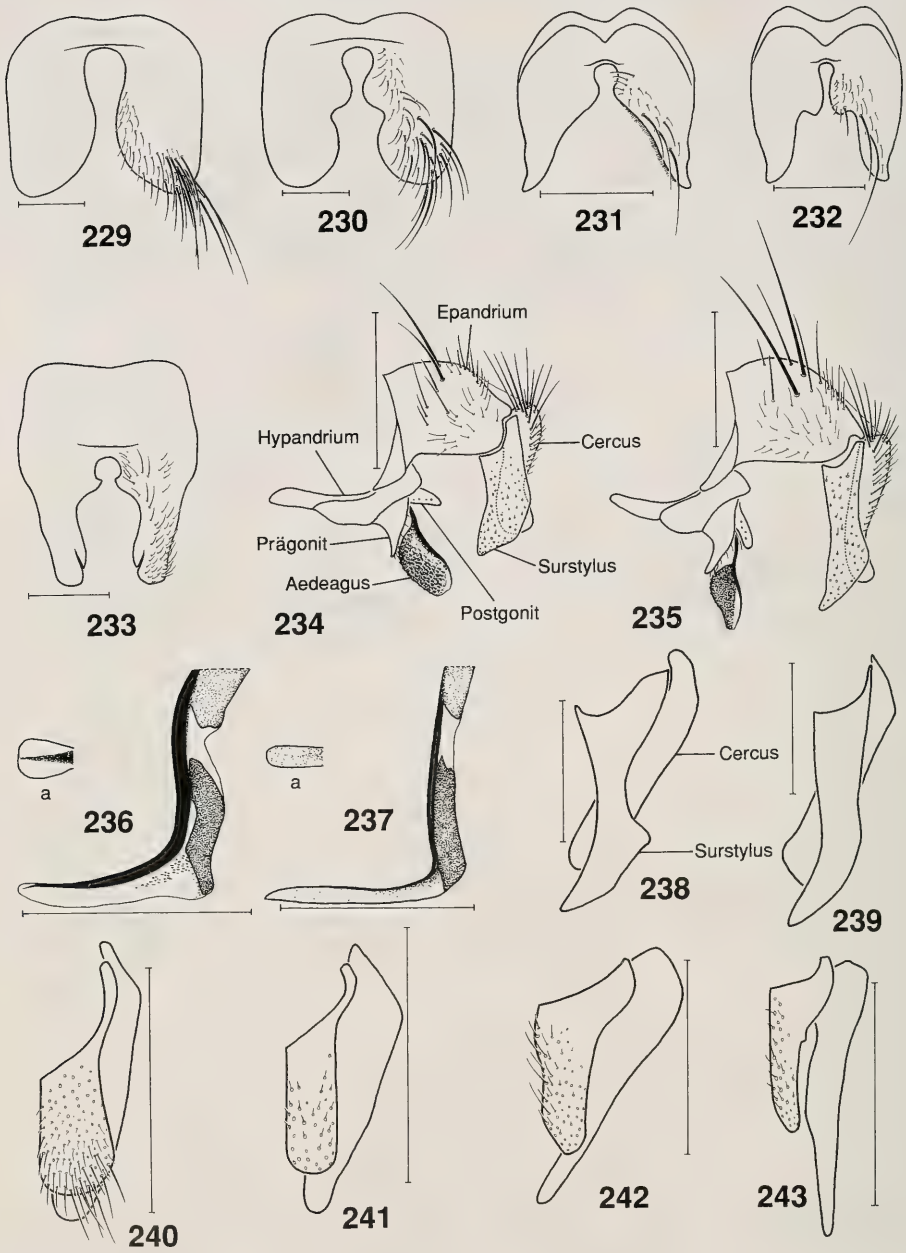


Abb. 229–233. ♂ Sternit 5, ventrale Ansicht. – 229. *Onychogonia suggesta*, – 230. *Onychogonia cervini*, – 231. *Exorista rustica*, – 232. *Exorista mimula*, – 233. *Gymnocheta viridis*.

Abb. 234–235. ♂ Hypopygium, laterale Ansicht. – 234. *Zenillia dolosa*, – 235. *Zenillia libatrix*.

Abb. 236–237. ♂ Aedeagus (distale 4/5), laterale Ansicht (*a* = distales Ende in dorsaler Ansicht). – 236. *Exorista rustica*, – 237. *Exorista tubulosa*.

Abb. 238–243. ♂ Cercus und Surstylus, laterale Ansicht (nur diagnostisch wichtige Behaarung gezeichnet). – 238. *Erycilla ferruginea*, – 239. *Erycilla rufipes*, – 240. *Senometopia pilosa*, – 241. *Senometopia excisa*, – 242. *Senometopia lena*, – 243. *Senometopia pollinosa*. – Maßstrich: 0,5 mm.

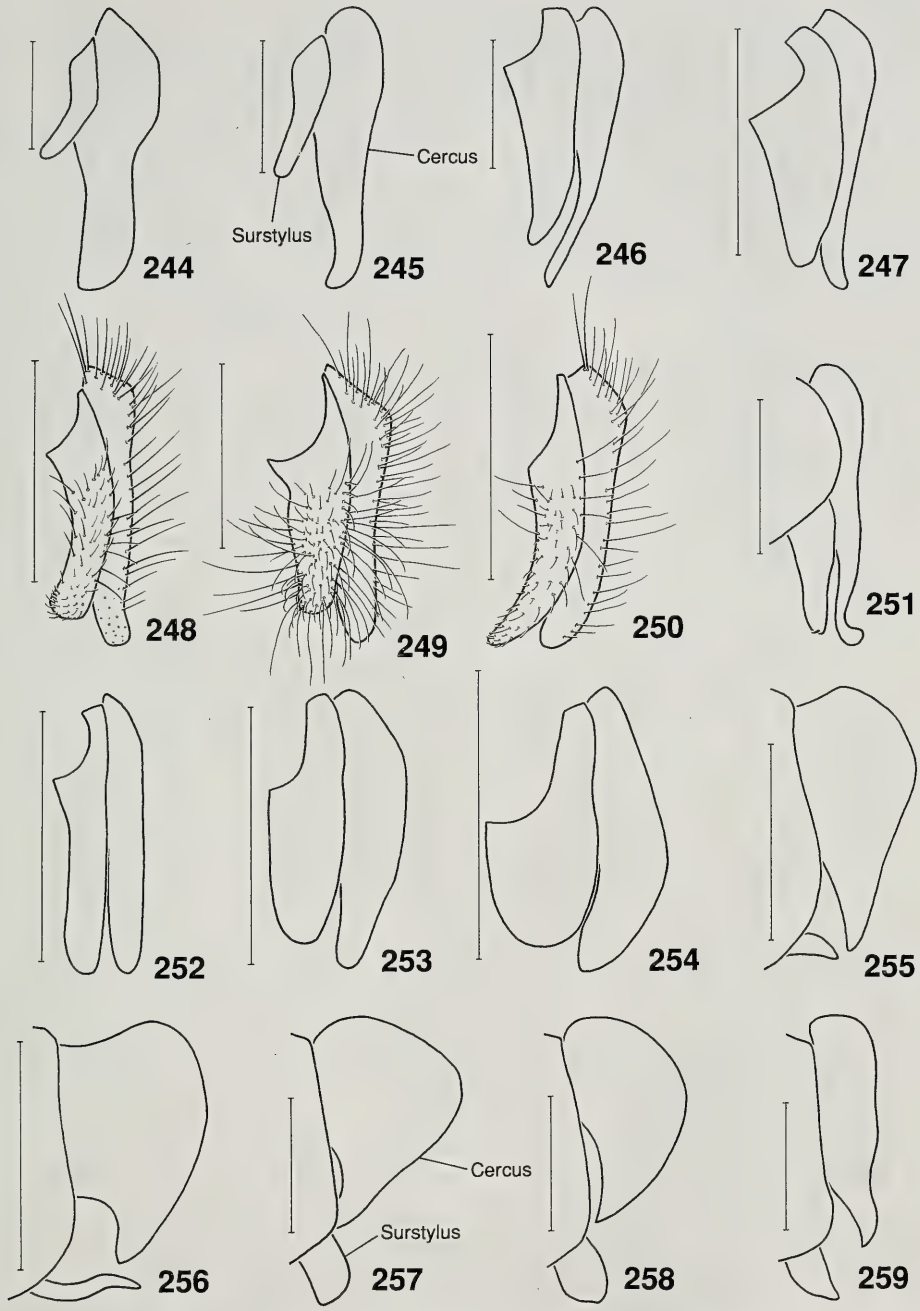


Abb. 244–259. ♂ Cercus und Surstylus, laterale Ansicht (Behaarung nur in Abb. 248–250 gezeichnet). – 244. *Onychogonia suggesta*, – 245. *Onychogonia cervini*, – 246. *Phebellia glaucoides*, – 247. *Phebellia glauca*, – 248. *Meigenia mutabilis*, – 249. *Meigenia dorsalis*, – 250. *Meigenia uncinata*, – 251. *Linnaemya picta*, – 252. *Phryxe magnicornis*, – 253. *Phryxe vulgaris*, – 254. *Phryxe heaclei*, – 255. *Nowickia strobeli*, – 256. *Nowickia rondanii*, – 257. *Nowickia atripalpis*, – 258. *Nowickia reducta*, – 259. *Nowickia ferox*. – Maßstrich: 0,5 mm.

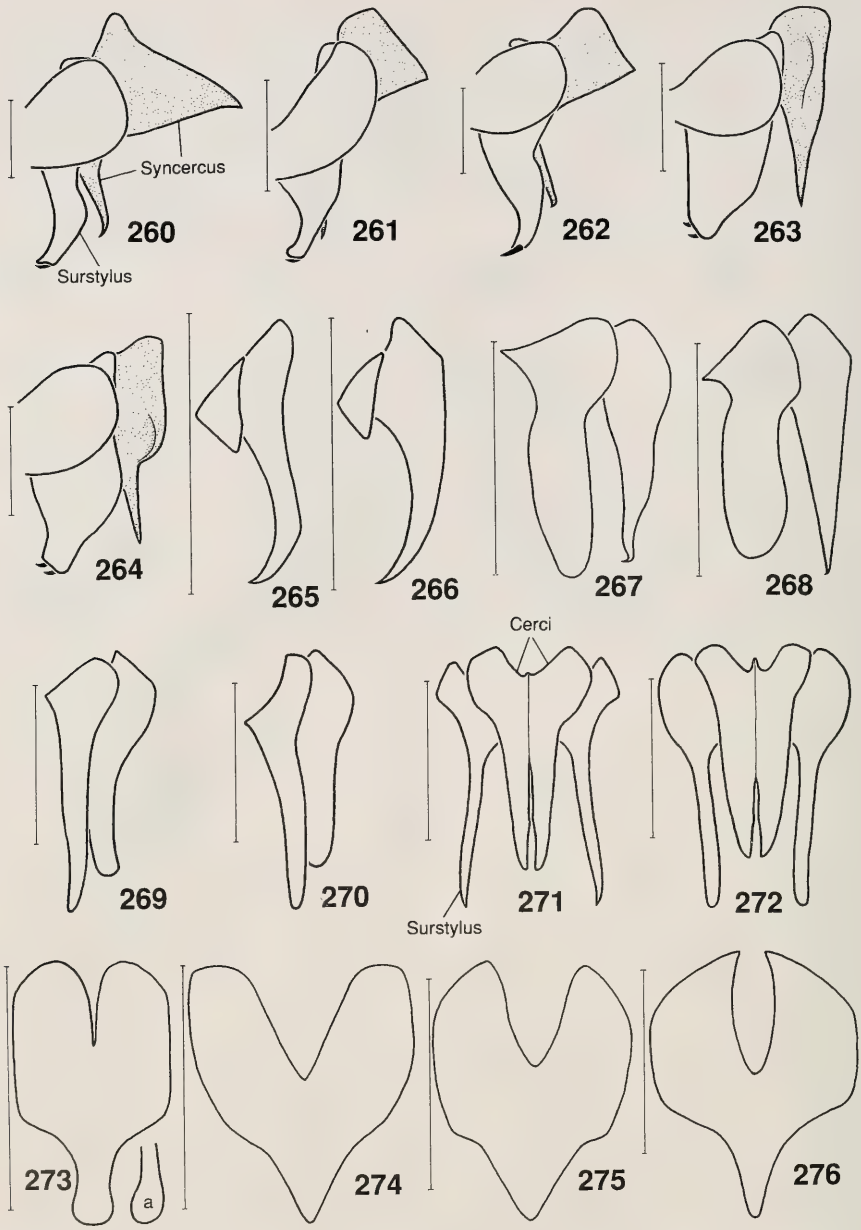


Abb. 260–270. ♂ Cercus und Surstylus, laterale Ansicht (ohne Behaarung gezeichnet). – 260. *Eurithia consobrina*, – 261. *Eurithia connivens*, – 262. *Eurithia vivida*, – 263. *Eurithia incongruens*, – 264. *Eurithia gemina*, – 265. *Leucostoma turonicum*, – 266. *Leucostoma tetraptera*, – 267. *Bithia demotica*, – 268. *Bithia modesta*, – 269. *Pales pavida*, – 270. *Pales processioneae*.

Abb. 271–272. ♂ Cerci und Surstyli, dorsale Ansicht (ohne Behaarung gezeichnet). – 271. *Pales pavida*, – 272. *Pales processioneae*.

Abb. 273–276. ♂ Syncercus, dorsale Ansicht (ohne Behaarung gezeichnet). – 273. *Gymnosoma clavatum* (a = Fortsatz in lateraler Ansicht), – 274. *Gymnosoma desertorum*, – 275. *Gymnosoma dolycoridis*, – 276. *Gymnosoma rotundatum*. – Maßstrich: 0,5 mm.

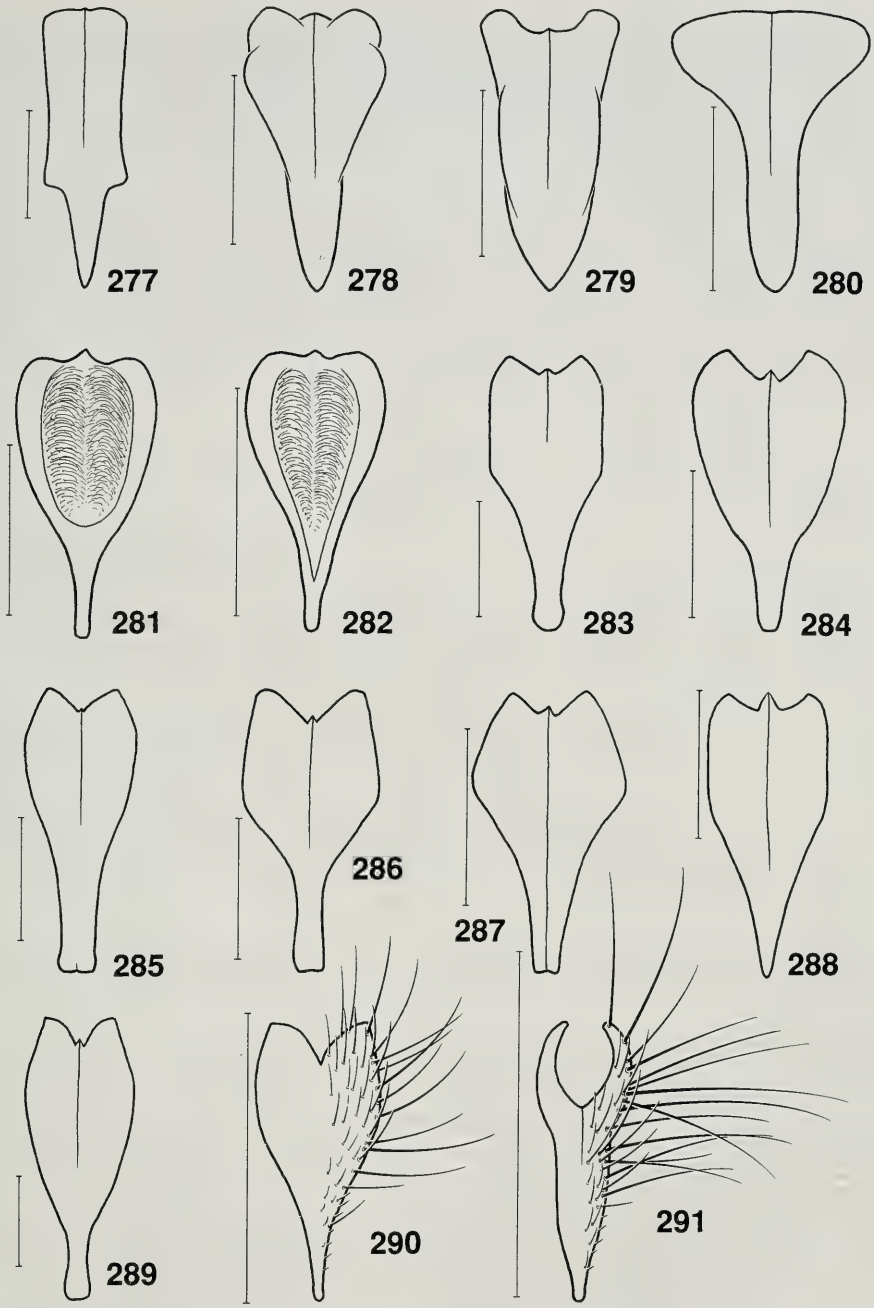


Abb. 277–291. ♂ Syncercus, dorsale Ansicht (nur diagnostisch wichtige Behaarung gezeichnet). – 277. *Eurithia fucosa*, – 278. *Eurithia caesia*, – 279. *Eurithia indigens*, – 280. *Eurithia anthophila*, – 281. *Exorista rustica*, – 282. *Exorista cuneata*, – 283. *Linnaemya rossica*, – 284. *Linnaemya haemorrhoidalis*, – 285. *Linnaemya fissiglobula*, – 286. *Linnaemya zachvatkini*, – 287. *Linnaemya olsufjevi*, – 288. *Linnaemya media*, – 289. *Linnaemya perinealis*, – 290. *Leucostoma crassum*, – 291. *Leucostoma tetraptera*. – Maßstrich: 0,5 mm.

2 ♀ Postabdomen mit einem Legestachel, der vom 10. Sternit (Postgenitalplatte) gebildet wird (Abb. 221); Tergit 7 mit Sternit 7 zum einem gemeinsamen Komplex verschmolzen und hakenartig verlängert. ♂ Postabdomen: Besondere Bildungen in der Membran zwischen Sternit 6 und Hypandrium vorhanden; Hypandrium gegliedert in einen hufeisenförmigen basalen Teil und in einen davon abgesetzten Komplex, der die verwachsenen Prä- und Postgonite trägt. – Metathorax hinten oft durch eine sklerotisierte Brücke geschlossen (Abb. 166) . . . . . **Cylindromyiini**

– ♀ ohne Legestachel oder mit einem Legestachel, der vom 8. Sternit gebildet wird (Abb. 213–216); Segment 7 nicht wie oben verwachsen. ♂ Postabdomen nicht in dieser besonderen Weise strukturiert. – Metathorax hinten membranös (wie in Abb. 165) . 3

3 Ocellarborsten aufgerichtet und etwas nach hinten gebogen (meist nicht so stark wie in Abb. 11, 55). Postabdomen der ♀ mit einer Zange (Abb. 173–182, 210, 211) (nur bei *Brullaea* rudimentär), stets mit Legestachel. ♂ Postabdomen: Hypandrium verlängert, im Gelenk zum Epandrium ausklappbar; Prä- und Postgonite in zangenartiger Stellung; Aedeagus sehr einfach schlauchförmig strukturiert . . . . . **Leucostomatini**

– Ocellarborsten nach vorn gebogen oder fehlend. ♀ Postabdomen ohne Zange. ♂ Postabdomen anders gebildet 4

4 Gesicht tief ausgehöhlt. Stiel von R_5 länger als die Spitzenquerader (Abb. 139). Postscutellum manchmal nicht oder nur schwach konvex. ♀: Postabdomen mit Legestachel; Abdomen ventral mit einem Polster aus kurzen, schwarzen Dörnchen (Abb. 185). ♂: Surstyli völlig reduziert; Gelenkfortsatz der Postgonite sehr groß, deutlich abgegliedert; Arme von Sternit 6 beidseitig mit Segment 7+8 verwachsen (diese 3 Merkmale gelten nicht für die abweichende Gattung *Litophasia*) . . . . . **Catharosiini**

– Gesicht nicht oder kaum ausgehöhlt. Stiel von R_5 fehlend oder viel kürzer als die Spitzenquerader. Postscutellum normal konvex. Postabdomen von ♂ und ♀ anders . . . 5

5 Dorsales Chorion der Eier ohne „Fenster". Das ♂ Postabdomen entspricht dem Bauplan der Phasiinae; Distiphallus häufig mit sehr komplexen Strukturen (Tschorsnig 1985). Scutellum mit nur 2 Paar Randborsten (Abb. 101). Abdomen oft kugelig (Abb. 172) oder sehr flachgedrückt (Abb. 171, 183) und Beborstung meist sehr reduziert . . . . . **Phasiini**

– Dorsales Chorion der Eier mit „Fenster" (Herting 1966). ♂ Postabdomen sehr abweichend von den anderen Phasiinae (Tschorsnig 1985). Scutellum mit 3–4 Paar Randborsten. Abdomen mit normalen Diskal- und Marginalborsten . . . . . **Eutherini**.

6. Wichtigste Angaben zur Verbreitung und Ökologie der einzelnen Arten

6.1. Allgemeines

Für jede Art werden – soweit aufgrund der verfügbaren Daten eine Aussage möglich ist – die nachfolgenden, kurzen Informationen (jeweils getrennt durch Gedankenstrich) angegeben. Quellen sind in erster Linie von den Autoren selbst gesammeltes Material, aber auch Revisionen von Museums- und Privatsammlungen, sowie glaubwürdig erscheinende Angaben aus der Literatur. Wegen des begrenzten Raumes können die zahlreichen Literaturquellen hier leider nicht zitiert werden. Vollständig revidiert wurden bisher die Sammlungen der Naturkundemuseen Stuttgart, Freiburg/Br., Kassel und Wiesbaden sowie die Sammlung M. P. Riedel aus Berlin; nur in Bezug auf Wirtsangaben durchgesehen wurden die Sammlungen der Naturkundemuseen Wien, Frankfurt/Main und Karlsruhe. Die meisten erhobenen Daten sind in Form von „dBASE"-Dateien gespeichert (gegenwärtig mehr als 50 000 Datensätze). Außerdem lagen vor eine – zu Kontrollzwecken verwendete – Liste teilweise unveröffentlichter Originaldaten aus der ehemaligen DDR von J. Ziegler (Eberswalde) sowie eine Datei mit Wirtsbefunden aus Großbritannien von R. Belshaw (London).

– **Artname** (fast immer) in der Nomenklatur nach HERTING & DELY-DRASKOVITS (1993), in „[ ]" dahinter die wichtigsten Synonyme und abweichenden Schreibweisen (nur soweit von HERTING 1960 und MESNIL 1944–1975 verschieden).

– Grobe **Verbreitung** in Westeuropa. [Osteuropa und die östliche Paläarktis werden in der Regel nicht berücksichtigt; zahlreiche Angaben hierzu finden sich bei HERTING (1984). Unerwähnt bleibt auch Großbritannien, da hierzu eine neue Bearbeitung von BELSHAW (1993) vorliegt.] Es folgt die regionale Verbreitung im deutschsprachigen Raum. Die Abkürzungen bedeuten: **SH** Schleswig-Holstein; **NS** Niedersachsen; **NW** Nordrhein-Westfalen; **HE** Hessen; **RP** Rheinland-Pfalz (einschließlich Saarland); **BW** Baden-Württemberg; **BY** Bayern; **NB** Neue Bundesländer (frühere DDR); **A** Österreich; **CH** Schweiz (ohne Wallis und Tessin!). Lücken in den Verbreitungsangaben bedeuten, daß eine Art dort bisher nicht sicher nachgewiesen worden ist. Für die neuen Bundesländer liegt eine Checkliste von ZIEGLER (1993) vor.

– **Lebensraum** der Imagines soweit er aufgrund von Sammeltätigkeit ermittelt werden konnte; es verbietet sich wegen des geringen Platzes eine detailierte Aufzählung der manchmal sehr vielfältigen Habitate. Bei Gebirgsbewohnern folgt (soweit bekannt) die Höhenstufe.

– **Flugzeit** und **Anzahl** der **Generationen** für durchschnittliche Verhältnisse in Mitteleuropa (**A** = Anfang, **M** = Mitte, **E** = Ende eines jeweiligen Monats). Es ist bei Arten mit weiter Verbreitung zu beachten, daß sie im Süden oder im Flachland etwas früher fliegen als im Norden oder im Gebirge (die Extremwerte sind in der Bandbreite der Angaben enthalten). Jährliche Schwankungen gibt es durch den aktuellen Wetterverlauf. Manche Arten haben in Südeuropa zwei oder mehr, in Nordeuropa aber nur eine Generation. Die Aussage „wenigstens zwei Generationen" beinhaltet, daß aufgrund der Funddaten eine dritte Generation möglich erscheint aber noch nicht nachgewiesen ist.

– Nähere **Fundumstände** und **Häufigkeit**. Bei den nicht seltenen Arten ist die Situation (oder Fangmethode) angegeben, bei der sie **statistisch** am ehesten gefunden werden (etwa auf Blüten, auf Blättern oder im Gras); das schließt nicht aus, daß zum Beispiel ein typischer Blütenbesucher durchaus auch auf Blättern gefangen werden kann. Der Blütenbesuch ist zudem oft von der Jahreszeit abhängig (siehe TSCHORSNIG 1983). Die Raupenfliegen besuchen überwiegend Umbelliferae oder Euphorbiaceae, Arten mit besonders langem Rüssel auch Compositae. Um die Häufigkeit der Arten zu kennzeichnen, werden in dieser Arbeit entsprechend der Anzahl vorliegender mitteleuropäischer Freilandfunddaten oder Zuchtbefunde folgende grobe Richtwerte verwendet: **sehr selten** (weniger als 10 Daten); **selten** (10–20 Daten); **nicht selten** (20–50 Daten); **häufig** (50–200 Daten); **sehr häufig** (mehr als 200 Daten). Sofern ein besonderer Lebensraum angegeben wurde, gilt die erwähnte Häufigkeit nur für diesen. Die Populationsstärke der Tachinidae kann jahrweise sehr großen Schwankungen unterworfen sein. „Selten" bedeutet nur „selten gesammelt". Das heißt, einzelne Arten können in der Natur häufig vorkommen, obwohl sie wegen ihrer besonderen Lebensweise oder Unscheinbarkeit nur selten vom Sammler gefunden werden. Auf die tatsächliche Bedeutung der Raupenfliegen in der Natur weisen oft erst die Zuchtbefunde hin.

– Die bisher bekannten **Wirte** oder – sofern es sich um zahlreiche Wirte handelt – die Familien der Wirte. Bei den Aufzählungen stehen die wichtigsten Wirte oder Wirtsfamilien an erster Stelle. Wenn nur wenige Wirte bekannt sind, werden diese

auch dann genannt, wenn sie in Mitteleuropa nicht vorkommen. Sehr unklare Fälle oder absolute Ausnahmen sind ohne Begründung weggelassen. Die Angaben „besonders" oder „vor allem" bedeuten, daß viele Zuchtmeldungen aus einem Wirt vorliegen; wenn es sich um besonders häufig gezogene Wirte handelt, läßt sich daraus nicht unbedingt eine besondere Bevorzugung des Wirtes ableiten. Bei den Schmetterlingen und Blattwespen sind als parasitierte Stadien immer die Raupen, bzw. die Larven gemeint, bei den Käfern – sofern nicht anders angegeben – die Larven. Die Wirtslisten stimmen nicht immer mit den Angaben von HERTING (1960) überein, da es inzwischen zahlreiche neue Befunde und auch Korrekturen gegeben hat. Gegenwärtig entsteht im Naturkundemuseum Stuttgart ein Katalog aller paläarktischen Wirtsbefunde, der allerdings – vor allem wegen der großen Anzahl überprüfungsbedürftiger Fälle – noch einige Jahre Arbeit benötigen wird.

6.2. Subfamilie Exoristinae

6.2.1. Exoristini

Exorista civilis (Rondani). – Südeuropa, auch aus Polen und der Slowakei gemeldet; im deutschsprachigen Raum nur ein Fund aus dem südöstlichen Österreich (Leithagebirge). – Mai bis Sept. (Südeuropa). – Im Freiland auch in Südeuropa selten. – *Loxostege sticticalis* L. (Pyralidae); selten andere Pyralidae, Noctuidae oder Geometridae gemeldet.

Exorista cuneata Herting. – Südfrankreich, Tessin; A (Wiener Neustadt, Wechsel). – Funddaten von A Mai bis E Sept. – Sehr selten. – Wirt: *Allantus cinctus* L. (Tenthredinidae).

Exorista deligata Pandellé [*aberrans* (Strobl)]. – Südeuropa, aber auch aus Südschweden und Finnland gemeldet; für den deutschsprachigen Raum noch kein sicherer Nachweis. – Funddaten von April bis Aug. (Südeuropa). – Sehr selten. – *Acanthopsyche atra* L., *Pachythelia villosella* Ochs., *Psyche constancella* Bruand, *Sterrhopteryx hirsutella* Hueb. (Psychidae).

Exorista fasciata (Fallén). – Gemäßigtes Europa bis England und Norwegen; NS, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Gebiete: Heiden, Kiefernwälder, Dünen. – M Mai bis M Sept., besonders M Juli bis M Aug., wenigstens 2 Generationen. – Meist auf Blüten; selten. – Zahlreiche Lasiocampidae, Lymantriidae, Zygaenidae und Arctiidae, selten Noctuidae, Nymphalidae, Sphingidae oder Geometridae.

Exorista florentina Herting. – Italien, Kroatien; ein Fund aus dem südöstlichen Österreich (Hainburg a. D.). – Juni (Sizilien). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Exorista glossatorum (Rondani) [*baranoffi* (Wainwright)]. – Italien, Schweiz (Wallis), Südfrankreich, Slowakei, Ungarn, Südengland; für den deutschsprachigen Raum noch kein Nachweis, ein Vorkommen in besonders warmen Gebieten kann jedoch nicht ausgeschlossen werden. – In trockenwarmen Gebirgslagen von den Tälern bis zur Baumgrenze. – M Mai bis A Sept. – Blüten besuchend oder auf Berggipfeln auf Blättern; selten. – Wirte unbekannt.

Exorista grandis (Zetterstedt). – Gemäßigtes Europa (im Mediterrangebiet sehr selten) bis Schottland, Südschweden, Finnland; NS, NW, BW, BY, NB / A, CH. – Heidegebiete, trokkenwarme Waldränder. – M Mai bis E Juni, einzelne Exemplare E Juli/A Aug. (unvollständige 2. Generation?). – Im Freiland selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – *Saturnia pavonia* L., *S. pyri* Schiff. (Saturniidae); sehr selten verschiedene andere Macrolepidoptera.

Exorista larvarum (Linnaeus). – Europa bis Irland, Schottland und Finnland; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A. – Offene Landschaften, lichte Laubwälder, Obstanlagen, Kiefernwälder. – M Mai bis E Sept., besonders E Juli bis A Sept., wenigstens 2 Generationen. – Meist auf Blüten; nicht selten, eher aus den Wirten zu ziehen als im Freiland zu fangen. – Zahlreiche Lymantriidae, Lasiocampidae, Noctuidae, Arctiidae und Zygaenidae, selten Sphingidae, Nymphalidae, Pieridae, Notodontidae, Geometridae und Endromididae.

Exorista mimula (Meigen) [*erucarum* (Rondani), *pratensis* (Robineau-Desvoidy), *verax* (Robineau-Desvoidy)]. – Europa (mehr im gemäßigten Bereich) bis Südengland, Südschweden und Norwegen; NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Offene Landschaften, trokkene bis mäßigfeuchte Wiesen. – A Mai bis M Juni (wenige Exemplare) und A Juli bis M

Sept., vermutlich 2 Generationen. – Von Blüten oder im Gras zu käschern; nicht selten. – *Athalia rosae* L., *Cladius pectinicornis* Geoffr., *Pristiphora pallidiventris* Fall. (Tenthredinidae).

Exorista nova (Rondani). – Südeuropa (bis zur südlichen Bretagne); im Gebiet ein Zuchtbefund aus BW (Talheim, Schwäbische Alb). – Vorzugsweise Mai und Juni (Südeuropa). – Im Freiland auch in Südeuropa sehr selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – *Zygaena* spp. (Zygaenidae).

Exorista rustica (Fallén). – Europa bis Irland, England, Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Offene Landschaften, trockene bis feuchte Wiesen, Gärten, Äcker, Ödland. – M Mai bis E Juni (wenige Exemplare) und A Juli bis A Okt., wenigstens 2 Generationen. – Blütenbesucher, auch im Gras zu käschern; sehr häufig. – Zahlreiche Tenthredininae.

Exorista segregata (Rondani). – Südeuropa; für Mitteleuropa noch nicht nachgewiesen, ein Vorkommen im südöstlichen Österreich kann aber nicht ausgeschlossen werden. – Offene mediterrane Landschaften. – In Südeuropa von März bis Dez. in mehreren Generationen. – Blütenbesucher; in Südeuropa häufig. – Verschiedene Lymantriidae, Zygaenidae, Noctuidae, Lasiocampidae, Arctiidae, Thaumetopoeidae, Nymphalidae, Pieridae und Saturniidae.

Exorista sorbillans (Wiedemann). – Südeuropa; im gemäßigten Europa nur ein Fundort aus dem südöstlichen Österreich (Hainburg a. D.). – Aug. (soweit bekannt). – Auch in Südeuropa im Freiland sehr selten, eher aus den Wirten zu bekommen. – Verschiedene Lymantriidae, Lasiocampidae, Saturniidae (nicht *Saturnia*), Noctuidae, Bombycidae, Sphingidae, Danaidae u. a.

Exorista tubulosa Herting. – Gemäßigtes Europa bis Südengland und Südschweden; BW, BY / A, CH. – Trockenwarme, offene Landschaften. – Funddaten von M Juni bis E Aug. – Blütenbesucher; selten. – Wirte unbekannt.

Neophryxe vallina (Rondani) [*Exorista fingana* Herting]. – Südeuropa bis Wallis, Ostslowakei; im Gebiet noch kein Nachweis. – Funddaten Juni und Aug. (Südeuropa). – Sehr selten. – Wirt: *Nola togatulalis* Hueb. (Nolidae).

Chetogena acuminata Rondani [*Spoggosia*, *Chaetogena*]. – Südeuropa, an Meeresküsten bis zu den Niederlanden und Südengland; CH (Vaud). – Trockenwarme, offene Landschaften, Sanddünen. – E Juni bis M Sept., wahrscheinlich 1 Generation (in Südeuropa mehrere Generationen von A April bis A Okt.). – Blütenbesucher; in Südeuropa häufig, in Mitteleuropa sehr selten. – Larven der Gattungen *Blaps*, *Gonocephalum*, *Opatrum*, *Pedinus* und *Platyscelis* (Tenebrionidae).

Chetogena fasciata (Egger) [*Spoggosia*, *Chaetogena*]. – Südosteuropa, Slowakei; NW (Rüster Mark b. Dorsten), NB (Frankfurt/Oder) / A (Niederösterreich, Oststeiermark, Wien, Leithagebirge). – A April bis E Mai, 1 Generation. – Selten. – *Penthophera morio* L. (Lymantriidae); *Procris pruni* Schiff. (Zygaenidae).

Chetogena filipalpis Rondani [*Spoggosia*, *Chaetogena*]. – Südeuropa bis Wallis, Tessin; BY (Dachau) / A. – Trockenwarme, offene Graslandschaften. – A Mai bis E Mai und M Juni bis E Aug., 2 Generationen (in Südeuropa in mehreren Generationen von März bis Okt.). – Von Blüten oder im Gras zu käschern; in Südeuropa häufig, in wärmeren Regionen Österreichs nicht selten, in den übrigen Gebieten sehr selten. – Zahlreiche Psychidae.

Chetogena obliquata (Fallén) [*Spoggosia echinura* (Robineau-Desvoidy), *Chaetogena*]. – Europa bis Südschweden, Norwegen; NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen, trockenwarme Waldränder. – A April bis E Juni, 1 Generation. – Lokal nicht selten (Kaiserstuhl). – *Lasiocampa trifolii* Esp., *L. quercus* L., *Eriogaster philippsi* Bart. (Lasiocampidae); *Ocnogyna baetica* Ramb. (Arctiidae); *Zygaena maroccana* Roths. (Zygaenidae).

Diplostichus janitrix (Hartig). – Gemäßigtes Europa bis Südengland, Südschweden, Finnland; NS, HE, RP, BW, NB / A, CH. – Kiefernwälder. – E Juni bis M Sept., wahrscheinlich nur 1 Generation. – Besucht keine Blüten; im Freiland sehr selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – *Diprion* spp. (Diprionidae).

Parasetigena silvestris (Robineau-Desvoidy) [*segregata* auct., *Phorocera agilis* (Robineau-Desvoidy)]. – Europa bis Südengland, Südschweden; NW, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Mischwälder, Kiefernwälder. – A Mai bis E Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; normalerweise eher selten, beim Massenauftreten ihrer Wirte aber sehr häufig. – *Lymantria dispar* L., *L. monacha* L. (Lymantriidae).

Phorocera assimilis (Fallén). – Europa bis England und Südschweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Obstanlagen. – M April bis M Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; häufig. – Laubholzbewohnende Noctuidae und Geometridae.

Phorocera grandis (Rondani). – Südeuropa (bis Paris, Slowakei); NW (Funde um 1900), BW (nur eine alte, unsichere Angabe), NB / A. – Laubwälder. – M April bis M Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; sehr selten. – *Euproctis chrysorrhoea* L. (Lymantriidae), *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. (Thaumetopoeidae).

Phorocera obscura (Fallén). – Europa bis England, Norwegen, Finnland; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Obstanlagen. – A April bis M Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; sehr häufig. – Laubholzbewohnde Geometridae, seltener Noctuidae.

Phorinia aurifrons Robineau-Desvoidy. – Europa bis Norddeutschland; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Laubwaldränder, Hecken, Gebüsch, Heiden. – A Mai bis M Sept., wenigstens 2 Generationen. – Im Frühjahr auf Blättern, im Hochsommer auf Blüten; nicht selten. – Wirt: *Cosymbia punctaria* L. (Geometridae).

Bessa parallela (Meigen) [*fugax* (Rondani)]. – Europa bis Südengland und Südschweden; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Hecken, Gebüsch, Obstanlagen, lichte Laubwälder. – A Mai bis M Sept., mehrere Generationen. – Besucht in der Regel keine Blüten; im Freiland nicht selten, häufiger aber aus den Wirten zu ziehen. – Zahlreiche Microlepidoptera, vor allem Hyponomeutidae, Tortricidae und Pyralidae, selten einige Macrolepidoptera.

Bessa selecta (Meigen). – Europa bis Mittelengland, Mittelschweden, Finnland; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Hecken, Gebüsch, Obstanlagen, lichte Laubwälder. – M Mai bis A Okt., mehrere Generationen. – Zuweilen Blüten besuchend; im Freiland nicht selten, häufiger aber aus den Wirten zu ziehen. – Zahlreiche Tenthredinidae, selten auch *Diprion polytomus* Hart. (Diprionidae) und Argidae.

6.2.2. Blondeliini

Belida angelicae (Meigen) [*Aporotachina*]. – Europa bis England und Lappland; NS, BW, BY, NB / A, CH. – Wärmere Laubwaldränder, Gebüsch. – M Juni bis A Sept., wahrscheinlich 1 Generation. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa (Oberrhein) lokal nicht selten. – *Arge berberidis* Klug, seltener *A. nigripes* Retz. und *A. sorbi* Schedl (Argidae).

Belida latifrons (Jacentkovsky) [*Aporotachina*]. – Osteuropa (Polen, Tschechische Republik); aus dem deutschsprachigen Gebiet noch nicht bekannt. – Juni/Juli. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Meigenia dorsalis (Meigen) [*pilosa* Baranov]. – Europa bis England, Schweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Hecken, Gebüsch, Gärten, Laubwaldränder. – A Mai bis E Sept., mehrere Generationen. – Auf Blättern oder Blüten; häufig. – Verschiedene Chrysomelidae (*Chrysolina*, *Crioceris*, *Melasoma*, *Phytodecta*).

Meigenia grandigena (Pandellé). – Pyrenäen, Alpen, höhere Mittelgebirge; BW, BY / A, CH. – Staudenreiche Waldränder, Wegränder und Wiesen in Lagen von 800–2000 m. – E Juni bis E Aug. – Auf Blättern krautiger Pflanzen; selten. – Wirte unbekannt.

Meigenia incana (Fallén). – Gemäßigtes Europa bis Schweden; NW, BW, NB / A. – Trockenwarme Gebiete. – M Mai bis A Okt. – Selten. – Wirte unbekannt.

Meigenia majuscula (Rondani). – Südeuropa bis in die Slowakei (nach Belshaw 1993 wenige alte Funde auch in Südengland); BW (Ostwürttemberg, Blasienberg). – Auf Berggipfeln. – A Mai bis M Aug. (Südeuropa). – In Südeuropa lokal nicht selten, aus Mitteleuropa bisher nur 1 Exemplar bekannt. – *Chrysolina montana* Gebler (Chrysomelidae).

Meigenia mutabilis (Fallén). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Hecken, Gebüsch, Gärten, Laubwaldränder. – M April bis M Okt., mehrere Generationen. – Auf Blättern oder Blüten; sehr häufig. – Zahlreiche Chrysomelidae, aber auch *Athalia* spp. (Tenthredinidae).

Meigenia uncinata Mesnil. – Europa bis Brandenburg; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Bisher hauptsächlich gefangen auf verbuschten trockenen Hängen oberhalb von Bachläufen mit Erlen. – M Mai bis E Sept., besonders Aug. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal häufig. – *Agelastica alni* L. (Chrysomelidae).

Conogaster pruinosa (Meigen). – Südeuropa bis Mittelfrankreich (Seine-et-Oise) und Wallis; A (Kärnten). – Trockene vergraste Flächen mit Krautwuchs oder blütenreicher Rude-

ralvegetation. – E Mai bis A Juli, wahrscheinlich nur 1 Generation. – Auf Blüten von *Daucus*; in Südeuropa lokal nicht selten, in Mitteleuropa sehr selten. – Wirte unbekannt.

Zaira cinerea (Fallén) [*Viviania*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Bevorzugt offene Flächen mit Ruderalflora, Heidegebiete. – M Mai bis E Aug., 1 Generation. – In der Malaisefalle nicht selten, sonst nur vereinzelt. – Imagines von Carabidae (*Carabus*, *Harpalus*, *Pterostichus*, *Zabrus*, *Amara*, *Broscus*).

Gastrolepta anthracina (Meigen). – Gemäßigtes Europa bis Brandenburg (in Südeuropa selten); NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwaldränder, Gebüsch.–2 Generationen: M Mai bis E Juni und M Juli bis M Sept. – In der Malaisefalle lokal häufig, sonst eher selten. – *Lagria hirta* L. (Lagriidae).

Trigonospila ludio (Zetterstedt). – Wenige ältere Funde verstreut in Europa (Dänemark, Italien); für das Gebiet nur eine alte Angabe aus der Oststeiermark (Wechsel). – Wirte unbekannt.

Medina collaris (Fallén) [*Degeeria*]. – Europa bis Nordskandinavien (in Südeuropa selten); NS, NW, HE, BW, BY, NB / A. – Bevorzugt warmtrockene Lagen.–2 Generationen: E Mai bis M Juli und A Aug. bis M Sept. – Insgesamt häufig, an ihren Fundorten aber meist nur vereinzelt. – Imagines von *Lochmaea suturalis* Thoms., *L. capreae* L. und *Galerucella luteola* Muell. (Chrysomelidae).

Medina luctuosa (Meigen) [*Degeeria*]. – Gemäßigtes Europa bis Schweden (in Südeuropa sehr selten); NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder, Heidegebiete. – A Mai bis M Sept., wenigstens 2 Generationen. – Nicht selten. – Imagines der Gattung *Haltica* (Chrysomelidae).

Medina melania (Meigen) [*Degeeria*, *funebris* (Meigen)]. – Gemäßigtes Westeuropa; NW, RP, BW, NB / A, CH. – A Mai bis E Aug., wenigstens 2 Generationen. – In der Malaisefalle oder auf Blättern; selten. – Wirte unbekannt.

Medina multispina (Herting) [*Degeeria*]. – Gemäßigtes Europa; NW, BW, BY, NB / A, CH. – Funddaten von E Mai bis E Aug., wahrscheinlich 2 Generationen. – Im Freiland sehr selten zu fangen, eher aus den Wirten zu ziehen. – Imagines von *Hypera postica* Gyll. und *Tanymecus palliatus* F. (Curculionidae).

Medina separata (Meigen) [*Degeeria*]. – Europa bis Nordskandinavien (in Südeuropa selten); NS, NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Hecken, Waldränder. – A Mai bis M Sept., mehrere Generationen. – In der Malaisefalle oder auf Blättern; häufig. – Imagines zahlreicher Coccinellidae und einiger Chrysomelinae (*Phyllodecta*, *Plagiodera*, *Gastrophysa*, *Agelastica*).

Paratrixa polonica Brauer & Bergenstamm. – Verstreute Fundorte im gemäßigen Europa; BY (Erlangen), NB (Berlin, Frankfurt/Oder). – Warmtrockene Gebiete. – Funddaten von E Mai bis A Sept. – Sehr selten. – Imagines von *Anisodactylus binotatus* F., *Agonum viduum* Panz. und *Amara plebeja* Gyll. (Carabidae).

Policheta unicolor (Fallén) [*Perichaeta*]. – Europa bis Skandinavien (in Südeuropa selten); NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Offene Landschaften, Ruderalflächen. – E Mai bis M Okt., wenigstens 2 Generationen. – Blütenbesucher; selten. – Imagines von *Chrysolina banksi* F., *C. geminata* Payk., *C. graminis* L. und *C. haemoptera* L. (Chrysomelidae).

Istocheta cinerea (Macquart) [*Hyperecteina*, *Istochaeta*, *metopina* Schiner]. – Südeuropa bis ins Elsaß und die Slowakei; BW (Markgröningen) / A. – Warmtrockene Gebiete. – E April bis A Juni, 1 Generation. – Tagaktiv; sehr selten. – Imagines von *Rhizotrogus aestivus* Oliv. und *R. carduorum* Erichs. (Scarabaeidae).

Istocheta hemichaeta (Brauer & Bergenstamm) [*Hyperecteina*, *Urophylloides*, *Istochaeta*]. – Wärmeres Mitteleuropa (nach Süden bis Südtirol); BW (Sandhausen), NB (Dresden, Genthin, Frankfurt/Oder) / A (Kärnten, Linzer Becken). – Offene Sandgebiete. – E April bis E Mai, 1 Generation. – Tagaktiv, von *Euphorbia*-Blüten zu käschern; sehr selten. – Imagines von *Maladera holosericea* Scop. und *M. orientalis* Motsch. (Scarabaeidae).

Istocheta longicornis (Fallén) [*Hyperecteina*, *Istochaeta*]. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; BW (Grißheim), NB (bei der von Riedel 1934 von Frankfurt/Oder angeführten *I. cinerea* handelt es sich um diese Art). – Juni bis M Juli, 1 Generation in zweijährigem Zyklus. – Dämmerungsaktiv; sehr selten. – Imagines von *Amphimallon solstitialis* L. (Scarabaeidae).

Istocheta polyphyllae (Villeneuve) [*Hyperecteina*, *Istochaeta*]. – Südwestfrankreich, Ungarn, Ukraine; NB (Umgebung Dresden, Potsdam; Eier auf dem Wirt nachgewiesen). –

Bisher nur aus dem Wirt gezogene Exemplare bekannt. – Sehr selten. – Imagines von *Polyphylla fullo* L. (Scarabaeidae).

Istocheta subcinerea (Borisova) [*Hyperecteina*, *Istochaeta*]. – Ukraine, Finnland; im Gebiet noch nicht nachgewiesen. – Imagines von *Amphimallon solstitialis* L. (Scarabaeidae).

Staurochaeta albocingulata (Fallén). – Europa bis Schweden; NW, BW, NB / A, CH. – Heiden oder Trockenhänge mit *Juniperus*. – A Juni bis A Aug., 1 Generation. – Auf oder in unmittelbarer Nähe von *Juniperus*; in Südeuropa häufig, in Mitteleuropa sehr selten. – *Monoctenus juniperi* L. (Diprionidae).

Lecanipa bicincta (Meigen) [*Lecanipus*]. – Mitteleuropa; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch. – E Mai bis E Aug., wahrscheinlich nur 1 Generation (in wärmeren Gebieten möglicherweise auch eine partielle 2. Generation). – Auf Blättern oder in der Malaisefalle; nicht selten. – Wirte unbekannt.

Lecanipa leucomelas (Meigen) [*Lecanipus*]. – Südeuropa bis Paris, Slowakei; RP, BW / A. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch. – E Mai bis E Juli, 1 Generation. – Auf Blättern oder in der Malaisefalle; lokal nicht selten (südliche Oberrheinebene), sonst sehr selten. – Wirte unbekannt.

Leiophora innoxia (Meigen) [*Arrhinomyia*]. – Europa bis Südskandinavien; SH, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wärmere Gebiete bevorzugend. – E Mai bis E Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – In der Malaisefalle nicht selten, sonst selten. – Gemeldet aus *Tetrix bipunctata* L. und *T. tenuicornis* Sahlb. (Tetrigidae).

Admontia blanda (Fallén) [*Trichoparia*]. – Europa bis Schottland und Nordskandinavien; NS, NW, BW, BY, NB / A, CH. – A Juni bis E Okt., besonders Aug., wahrscheinlich mehrere Generationen. – Insgesamt nicht selten, in der Regel aber nur einzeln gefangen. – *Nephrotoma pratensis* L., *Tipula nubeculosa* Meig. (Tipulidae).

Admontia cepelaki (Mesnil) [*Trichoparia*]. – Pyrenäen, Alpen; A (Tirol), CH (Graubünden). – Alpine Matten und Geröllfelder von 1800–3000 m. – A Juli bis M Aug., 1 Generation. – Auf Steinen oder auf Blüten; selten. – Wirte unbekannt.

Admontia continuans Strobl. – A (Admont), CH (Delémont). – M Juli bis E Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Admontia grandicornis (Zetterstedt) [*Trichoparia*]. – Gemäßigtes Europa bis Schottland und Nordskandinavien; NW, BW, BY, NB / A, CH. – In Mitteleuropa von der Ebene bis etwa 1200 m.–1 Generation von M Mai bis M Juli, einzelne Exemplare auch im Aug. (partielle 2. Generation?). – Nicht selten. – *Tipula* spec. (Tipulidae).

Admontia maculisquama (Zetterstedt) [*Trichoparia*]. – Europa bis Schottland und Schweden; NW, HE, BW, NB / A, CH. – In Mitteleuropa von der Ebene bis etwa 1200 m. – E Mai bis M Aug., wahrscheinlich nur 1 Generation. – Meist in der Malaisefalle; nicht selten. – *Tipula hortulana* Meig., *T. lunata* L. (Tipulidae).

Admontia podomyia (Brauer & Bergenstamm) [*Trichoparia*]. – Alpen, Schwarzwald; BW, BY / A, CH. – Auf Wiesen in der Waldzone von 900–1800 m. – M Juni bis M Sept., besonders Aug., wahrscheinlich 1 Generation. – Nicht selten. – Wirte unbekannt.

Admontia seria (Meigen) [*Trichoparia*]. – Gemäßigtes Europa bis England und Schweden; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Von der Ebene bis etwa 500 m. – Funddaten von A Juni bis M Okt. – Sehr selten gefangen, eher aus den Wirten zu ziehen. – *Ctenophora bimaculata* L., *C. atrata* L., *C. pectinicornis* L., *Tipula irrorata* Macq., *T. flavolineata* Meig. (Tipulidae).

Oswaldia eggeri (Brauer & Bergenstamm). – Gemäßigtes Europa bis ins Münsterland; NW, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder. – M Mai bis E Juli, 1 Generation. – Auf Blättern; lokal nicht selten. – Wirte unbekannt.

Oswaldia muscaria (Fallén). – Gemäßigtes Europa bis Mittelschweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder. – M April bis E Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; häufig. – Verschiedene laubholzbewohnende Noctuidae und Geometridae.

Oswaldia reducta (Villeneuve). – Slowakei, Südpolen; aus dem Gebiet noch nicht bekannt. – A Juli bis M Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Oswaldia spectabilis (Meigen) [*albisquama* (Zetterstedt)]. – Europa bis Südschweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenhänge, warme Waldränder. – M Juni bis E Aug., 1 Generation. – Blütenbesucher; nicht selten (in Südeuropa häufig). – *Deilephila porcellus* L., *Macroglossum stellatarum* L. (Sphingidae); *Dasychira selenitica* Esp. (Lymantriidae).

Hemimacquartia paradoxa Brauer & Bergenstamm. – Tschechische Republik, Slowakei,

Schweden, Schottland; NB (Genthin, Bad Elster). – Funddaten von E Mai bis Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Lomachantha parra Rondani [*Lomacantha*]. – Südeuropa bis Brandenburg; NB (Berlin) / A (Wiener Becken), CH (Jura). – Vermutlich auf sehr warme Orte beschränkt. – M Juli bis E Aug., 1 Generation. – In Südeuropa lokal häufig, in Mitteleuropa sehr selten. – *Procris globulariae* Hueb. (Zygaenidae).

Paracraspedothrix montivaga Villeneuve. – Gemäßigtes Europa bis Nordschweden; BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder. – Mehrere Generationen von A Mai bis E Okt. – In der Malaisefalle lokal häufig, ohne diese Fangtechnik nur sehr selten zu finden. – Wirte unbekannt.

Ligeria angusticornis (Loew) [*Anachaetopsis, ocypterina* auct.]. – Europa bis Finnland; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch, Trockenhänge. – A Mai bis M Sept., wahrscheinlich 2 sich überschneidende Generationen. – In wärmeren Gebieten (Oberrheinebene) lokal häufig, sonst eher selten. – *Emmelina monodactyla* L., *Leioptilus lithodactylus* Treits., *L. tephradactylus* Hueb., *Pterophorus nephelodactylus* Eversm., *P. pentadactylus* L., *P. xanthodactylus* Treits. (Pterophoridae).

Picconia incurva (Zetterstedt). – Europa bis Schweden; BW, BY, NB / A, CH. – Trokkenwarme, offene Landschaften. – A Mai bis A Juli, 1 Generation. – Von niederer Vegetation zu käschern; selten. – *Galeruca pomonae* Scop., *G. tanaceti* L., *Arima marginata* F. (Chrysomelidae).

Erynniopsis antennata (Rondani) [*rondanii* Townsend]. – Südeuropa (Italien, Südfrankreich, Bulgarien); im Gebiet noch kein Nachweis. – Im Freiland sehr selten, eher aus *Galerucella* zu ziehen. – *Galerucella luteola* Muell., *Diorhabda elongata* Brullé (Chrysomelidae).

Ligeriella aristata (Villeneuve). – Verstreute Funde in Europa bis St. Petersburg; BW (Gauchachschlucht) / A (Kleinzell b. Hainfeld), CH (Jura). – E Juni bis E Aug., wahrscheinlich 1 Generation. – Sehr selten. – Keine sicheren Wirtsangaben bekannt.

Robinaldia angustata (Villeneuve) [*Picconia*]. – Marokko, Südfrankreich; NB (Frankfurt/Oder). – Funddaten von A Mai bis E Mai. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Blondelia inclusa (Hartig). – Europa bis Schweden; NS, RP, BW, BY, NB / A. – Kiefernwälder. – Funddaten von M Mai bis M Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Im Freiland sehr selten zu finden, aus den Wirten dagegen regelmäßig zu ziehen. – *Diprion* spp., *Microdiprion pallipes* Fall., *Neodiprion sertifer* Geoffr. (Diprionidae).

Blondelia nigripes (Fallén). – Europa bis Nordskandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Hecken, Laubwälder, Obstanlagen, Wiesen. – M April bis E Okt., besonders Mai und (sehr zahlreich) Aug., mehrere Generationen. – Auf Blüten oder Blättern; häufig, in wärmeren Gebieten manchmal sehr häufig. – Sehr polyphag aus zahlreichen Lepidoptera (vorzugsweise unbehaarte Raupen) und auch Tenthredinidae.

Blondelia piniariae (Hartig). – Europa bis Schweden; NS, RP, BW, NB. – Kiefernwälder. – E Juni bis M Aug., 1 Generation. – Nur aus dem Wirt gezogene Exemplare können bisher dieser Art zugeordnet werden, siehe HERTING (1960). – *Bupalus piniarius* L. (Geometridae).

Compsilura concinnata (Meigen). – Europa bis Südschweden; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch.–2 Generationen: A Mai bis A Juli und (wesentlich zahlreicher) E Juli bis E Sept. – Auf Blüten oder Blättern; im wärmeren Mitteleuropa (Oberrhein) lokal häufig, sonst eher selten zu finden, häufig jedoch aus den Wirten zu bekommen. – Sehr polyphag aus zahlreichen (auch behaarten) Lepidoptera; Microlepidoptera und Tenthredinidae werden nur sehr selten parasitiert.

Vibrissina debilitata (Pandellé). – Südeuropa bis Tessin, aber auch England und St. Petersburg; NW (Burscheid, Münster). – M Juli bis E Aug., wahrscheinlich 1 Generation (in Südeuropa eine weitere Generation im Mai/Juni). – In Südeuropa lokal nicht selten, in Mitteleuropa sehr selten. – Wirte unbekannt.

Vibrissina turrita (Meigen). – Europa bis Südschweden; NS, NW, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Heidegebiete. – M Juni bis M Okt., wenigstens 2 Generationen. – Auf Blättern; lokal nicht selten. – Zahlreiche Tenthredinidae und Argidae.

6.2.3. Acemyini

Acemya acuticornis (Meigen) [*Acemyia*]. – Europa bis Schweden, Finnland; NS, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenhänge, trockene Wiesen.–2 Generationen: A Mai bis E Juni

und M Juli bis A Sept. – Im Gras oder von Blüten zu käschern; nicht selten. – Zahlreiche Arten von Acrididae (Orthoptera).

Acemya rufitibia (von Roser) [*Acemyia*]. – Europa bis Brandenburg; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenhänge, trockene Wiesen. – E Mai bis M Juli, 1 Generation. – Im Gras oder auf Blüten; seltener als *A. acuticornis*. – *Chorthippus mollis* Charp., *C.* spec., *Euchorthippus pulvinatus* F.-W. (Acrididae).

6.2.4. Ethillini

Prosethilla kramerella (Stein) [*Chaetinella*]. – Verstreute Fundorte von Südeuropa bis Belgien; RP (Altenahr), BW (Kaiserstuhl, Stromberg, Markgröningen, Pforzheim), NB (Thüringen) / A (Wienerwald). – Verbuschte Trockenhänge. – E April bis M Juni, 1 Generation. – Auf Blättern oder in der Malaisefalle; selten. – Wirte unbekannt.

Ethilla aemula (Meigen). – Südeuropa bis Mittelfrankreich; RP (Boppard), BW (Kaiserstuhl, Sandhausen), BY (Taubertal) / A. – Trockenwarme, offene oder verbuschte Hänge, offene Sandgebiete. – M Juni bis E Aug., wahrscheinlich nur 1 Generation (in Südeuropa 2 Generationen). – Selten, im Wiener Becken nicht selten. – *Eucrostes beryllaria* Mann (Geometridae).

Paratryphera barbatula (Rondani) [*Ethilla*]. – Europa bis St. Petersburg; HE, RP, BW, NB / A, CH. – Verbuschte und offene Trockenhänge, trockene Graslandschaften; warme Lokalitäten bevorzugend.–2 Generationen: E Mai bis A Juli und M Juli bis E Sept. – Auf Blüten oder Blättern; in Süddeutschland lokal nicht selten. – *Scopula immutata* L. (Geometridae).

Paratryphera bisetosa (Brauer & Bergenstamm) [*Ethilla*]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa bis Schweden; BW (Kaiserstuhl) / A (Wienerwald), CH (Jura). – Warmtrockene Lokalitäten. – M Juli bis E Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – *Hemistola chrysoprasaria* Esp. (Geometridae).

Atylomyia loewi Brauer. – Südeuropa bis Brandenburg; NB (Berlin, Frankfurt/Oder) / A (Hainburg, Neusiedl). – Trockenwarme Gebiete. – Funddaten von E Mai bis M Aug., wahrscheinlich 2 Generationen. – Von Blüten oder niederer Vegetation zu käschern; in Südeuropa häufig, in Mitteleuropa sehr selten. – Wirte unbekannt.

6.2.5. Winthemiini

Rhaphiochaeta breviseta (Zetterstedt). – Gemäßigtes Europa bis Norwegen; SH, HE, RP, BW, BY, NB / A. – A Mai bis M Juni, 1 Generation. – Selten. – Wirte unbekannt.

Smidtia conspersa (Meigen). – Europa bis Südschweden; SH, NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch. – M April bis M Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; häufig. – Verschiedene laubholzbewohnende Geometridae, seltener Noctuidae (*Orthosia*).

Timavia amoena (Meigen) [*Nemosturmia*, *Winthemia*]. – Europa bis Norwegen; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Kiefernwälder, Heidegebiete, Laubwälder. – E April bis E Juli, wahrscheinlich nur 1 Generation. – Auf Blättern oder in der Malaisefalle; nicht selten. – In geringer Anzahl aus *Panolis flammea* Denis & Schiff. (Noctuidae), ferner Einzelmeldungen aus *Drymonia dodonides* Staud. (Notodontidae), *Eurois occulta* L. und *Orthosia incerta* Hufn. (Noctuidae), *Chesias legatella* Denis & Schiff., *Angerona prunaria* L., *Arichanna melanaria* L. und *Biston betularia* L. (Geometridae).

Winthemia bohemani (Zetterstedt). – Europa bis Südschweden; NW, BW, NB / A. – A Aug. bis A Sept., 1 Generation. – Sehr selten. – *Smerinthus populi* L., *S. ocellatus* L. (Sphingidae).

Winthemia cruentata (Rondani). – Europa bis Südschweden; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A. – Funddaten verstreut von A April bis E Okt., Generationenfolge noch unklar. – Im Freiland sehr selten, aus dem spezifischen Wirt jedoch häufig zu ziehen. – *Sphinx ligustri* L. (Sphingidae), nur vereinzelt auch andere Sphingidae, Noctuidae oder Notodontidae gemeldet.

Winthemia erythrura (Meigen). – Europa bis Südnorwegen; NW, HE, RP, BW, BY, NB. – Funddaten von M Mai bis M Aug., besonders Juni. – Selten. – Kein sicherer Wirt bekannt.

Winthemia jacentkovskyi Mesnil. – Pyrenäen, Slowakei, Ungarn; BY (Taubertal), NB (Thüringen) / A (Mödling). – Laubwaldränder. – M Mai bis A Juni, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Winthemia quadripustulata (Fabricius). – Europa bis Lappland; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Laubwälder. – A Mai bis A Okt., mehrere Generationen. – Auf Blättern und Blüten; häufig. – Hauptsächlich Noctuidae (vor allem *Cucullia* spp.), seltener verschiedene Geometridae, Notodontidae, Nymphalidae und Arctiidae.

Winthemia rufiventris (Macquart). – Südeuropa; BW (Stuttgart) / A, CH (Zürich). – Freilandfunddaten aus Mitteleuropa liegen nicht vor (nur gezogenes Material), Flugzeit in Südeuropa A Mai bis M Juni. – Sehr selten. – *Smerinthus populi* L. (Sphingidae), einmal auch aus *Saturnia pyri* Schiff. (Saturniidae).

Winthemia speciosa (Egger) [*speciosissima* Mesnil]. – Europa bis Südschweden; SH, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder. – M Juli bis M Sept., 1 Generation. – Auf Blättern; selten. – *Notodonta ziczac* L. (Notodontidae).

Winthemia variegata (Meigen). – Gemäßigtes Europa bis St. Petersburg; NW, HE, BW, BY, NB / A. – Laubwälder, besonders Auewälder. – A Mai bis A Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; lokal nicht selten. – *Brachionycha sphinx* Hufn. (Noctuidae).

Winthemia venusta (Meigen). – Verstreute Angaben in Europa bis St. Petersburg; NW (Typus von Stolberg), BW (Freiburg). – Funddaten von E Mai bis E Juni. – Sehr selten. – *Thaumetopoea processionea* L. (Thaumetopoeidae).

Nemorilla floralis (Fallén). – Gemäßigtes Europa bis Schweden; SH, NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Hecken, Waldränder. – A Mai bis M Okt., besonders Aug., mehrere Generationen. – Meist auf Blättern; häufig. – Zahlreiche Microlepidoptera, selten auch einige Macrolepidoptera.

Nemorilla maculosa (Meigen). – Europa bis Südschweden (in Südeuropa häufig); NS, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Hecken, Waldränder; wärmeliebender als die vorige Art. – A Mai bis M Sept., besonders Aug., mehrere Generationen. – In Mitteleuropa seltener als die vorige Art, im Norden sehr selten. – Zahlreiche Microlepidoptera, selten auch einige Macrolepidoptera.

6.2.6. Eryciini

Aplomya confinis (Fallén) [*Aplomyia*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Verbuschte Trockenhänge, warmtrockene Waldränder, trockene Wiesen. – A Mai bis A Okt., mehrere Generationen. – Auf Blüten oder Blättern; im wärmeren Mitteleuropa (und in Südeuropa) häufig, im Norden selten. – Spezifischer Parasitoid von Lycaenidae.

Phebellia clavellariae (Brauer & Bergenstamm). – Polen, Böhmen; im Gebiet noch kein Nachweis. – Keine Freilandfunddaten, bisher nur gezogenes Material bekannt. – Sehr selten. – *Pseudoclavellaria amerinae* L., *Cimbex* spec. (Cimbicidae).

Phebellia glauca (Meigen). – Gemäßigtes Europa bis Schottland und Schweden; NS, NW, BY, NB / A. – Birkenwälder, Heiden, Moorgebiete. – A Juni bis A Sept. – Im kühleren Mitteleuropa nicht selten, sonst sehr selten. – *Cimbex femorata* L., *C.* spec. (Cimbicidae); auch einige Noctuidae werden gemeldet: *Acronicta auricoma* Denis & Schiff., *A. psi* L., *A. tridens* Denis & Schiff. und *Minucia lunaris* Denis & Schiff.

Phebellia glaucoides Herting. – Polen, Böhmen, Schweden, Norwegen; NW (Münster, Dorsten, Lavesum). – Ökologische Ansprüche wahrscheinlich ähnlich wie bei der vorigen Art. – Funddaten von A Juni bis E Juni. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Phebellia glirina (Rondani). – Gemäßigtes Europa bis Schottland; HE, RP, BY, NB / A, CH. – E Mai bis A Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Meist selten. – *Abia sericea* L. (Cimbicidae).

Phebellia nigripalpis (Robineau-Desvoidy) [*Prooppia, agnata* (Rondani), *fuscipennis* (Robineau-Desvoidy)]. – Europa bis Schweden; NS, NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wärmere Laubwaldränder, Gebüsch.–2 Generationen: A April bis E Juni und (weniger häufig) M Juli bis E Aug. – Auf Blättern oder Blüten; im wärmeren Mitteleuropa lokal häufig, sonst eher selten. – Wirte unbekannt.

Phebellia pauciseta (Villeneuve). – Verstreute Funde im gemäßigten Europa; NW (Münster, Dorsten, Haltern), RP (Altenahr), BW (Freiburg, Kaiserstuhl), BY (Bad Brückenau). – Laubwälder, Gebüsch. – M Mai bis E Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; selten. – Wirte unbekannt.

Phebellia strigifrons (Zetterstedt) [*lapponica* (Ringdahl)]. – Nordskandinavien, Westalpen (Hautes-Alpes, Wallis); ein Vorkommen auch in anderen Teilen der Alpen ist wahrscheinlich. – Gebirgslagen ab 1700 m, arktische Gebiete. – E Juni bis A Aug., 1 Generation. – Auf niederer Vegetation, auch auf Berggipfeln; selten. – Wirte unbekannt.

Phebellia stulta (Zetterstedt) [*quadriseta* (Villeneuve)]. – Gemäßigtes Europa bis Schweden; NS, NW, NB / CH. – E Juli bis A Sept., 1 Generation. – Im kühleren Mitteleuropa selten, sonst sehr selten. – Wirte unbekannt.

Phebellia triseta (Pandellé). – Europa bis Nordpolen, St. Petersburg; BW (Oberrhein), BY (Umgebung München) / A (Bad Hall). – Laubwälder. – A Juni bis A Juli (1. Generation), einige Exemplare auch E Juli bis E Aug. (2. Generation?). – Auf Blättern; sehr selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Phebellia vicina (Wainwright). – Schottland, Schweden; aus dem Gebiet noch nicht bekannt. – Funddaten von M Juni bis A Sept. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Phebellia villica (Zetterstedt) [*aestivalis* (Robineau-Desvoidy)]. – Gemäßigtes Europa bis Lappland; NS, NW, BW, BY, NB. – Heidegebiete, Laubwälder.–2 Generationen: A Juni bis E Juni und E Juli bis M Sept. – Auf Blättern; selten. – *Ptilodon capucina* L. (Notodontidae).

Thelymyia saltuum (Meigen). – Gemäßigtes Europa bis Schweden; NS, BY, NB. – Kühleren Bereich von Mitteleuropa bevorzugend. – A Juli bis M Aug., 1 Generation. – Selten. – Wirte unbekannt.

Ptesiomyia alacris (Meigen). – Europa bis Schweden; HE, BY, NB. – M Mai bis M Juni, 1 Generation. – In Mitteleuropa sehr selten (in Südeuropa lokal nicht selten). – Wirte unbekannt.

Nilea hortulana (Meigen) [*Platymyia*]. – Europa bis Schweden; SH, NS, NW, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder. – E Mai bis M Aug., wahrscheinlich 2 Generationen. – Im Freiland selten, häufig jedoch aus den Wirten zu ziehen. – Laubholzbewohnende Arten von *Acronicta* (Noctuidae), seltener andere Noctuidae, Lymantriidae (*Dasychira*, *Orgyia*) oder Notodontidae (*Phalera*).

Nilea innoxia Robineau-Desvoidy [*lethifera* (Pandellé)]. – Europa bis Schweden; BW (Grißheim) / A, CH. – A Juni bis M Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Selten. – *Acronicta rumicis* L. (Noctuidae); vereinzelt auch aus *Euproctis chrysorrhoea* L. (Lymantriidae), *Trichiura crataegi* L. (Lasiocampidae) und *Smerinthus ocellatus* L. (Sphingidae).

Nilea rufiscutellaris (Zetterstedt) [*temeraria* (Robineau-Desvoidy)]. – Europa bis Schweden; BW, BY, NB / A.–2 Generationen: E April bis A Juni und M Juli bis E Aug. – Selten. – *Acronicta auricoma* Denis & Schiff., seltener *A. euphorbiae* Denis & Schiff., *A. rumicis* L. (Noctuidae) und *Arctia caja* L. (Arctiidae).

Phonomyia aristata (Rondani). – Südeuropa bis Wallis; A (Neusiedler See). – Funddaten von E Mai bis M Sept. (Südeuropa). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Tlephusa cincinna (Rondani) [*diligens* (Zetterstedt)]. – Europa bis Skandinavien; BY (Allgäu), NB / A, CH. – Bevorzugt Gebirge (in Südeuropa bis 1700 m). – M Juni bis E Aug., wahrscheinlich 1 Generation. – In Mitteleuropa sehr selten; nicht selten in Skandinavien und in südlicheren Lagen der Alpen. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Epicampocera succincta (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Waldränder.–2 Generationen: E April bis E Juni und A Juli bis A Okt. – Im Frühjahr auf Blättern, im Sommer Blütenbesucher; häufig. – *Pieris rapae* L., *P. napi* L., *P. melete* Ménétr. (Pieridae); Einzelmeldungen auch aus *Hadena bicruris* Hufn. (Noctuidae) und *Boarmia selenaria* Schiff. (Geometridae).

Buquetia musca Robineau-Desvoidy. – Europa bis Nordpolen, St. Petersburg; NS, HE, RP, BW, BY, NB / A. – Wärmere Gebiete bevorzugend. – Funddaten von M Juni bis M Sept. (in Südeuropa 2 Generationen). – Im Freiland in Mitteleuropa sehr selten (häufiger in Südeuropa), jedoch regelmäßig aus dem Wirt zu erhalten. – *Papilio machaon* L. (Papilionidae).

Phryxe erythrostoma (Hartig). – Europa bis Schweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A. – Kiefernwälder. – Funddaten von E Mai bis E Aug. – Im Freiland selten, regelmäßig

jedoch aus dem spezifischen Wirt zu ziehen. – *Hyloicus pinastri* L. (Sphingidae); nur Einzelmeldungen auch aus *Smerinthus ocellatus* L. und *Sphinx ligustri* L. (Sphingidae), *Dasychira pudibunda* L. (Lymantriidae) und *Cucullia artemisiae* Hufn. (Noctuidae).

Phryxe heraclei (Meigen) [*latilobata* Wainwright]. – Gemäßigtes Europa bis Südschweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwaldränder, Gebüsch, Wiesen. – 2 Generationen: A Mai bis A Juli und (wesentlich zahlreicher) M Juli bis M Sept. – Im Frühjahr auf Blättern, im Sommer auf Blüten; lokal häufig (Oberrhein), sonst meist nicht selten. – Zahlreich aus *Philudoria potatoria* L. (Lasiocampidae); Einzelmeldungen aus *Lasiocampa quercus* L. und *L. trifolii* Esp. (Lasiocampidae), *Laelia coenosa* Hueb. (Lymantriidae), *Eurois prasina* F. (Noctuidae) und *Heteropterus morpheus* Pall. (Hesperiidae).

Phryxe hirta (Bigot). – Südwesteuropa bis Hautes-Alpes; im Gebiet noch kein Nachweis. – E Mai bis A Aug. – In südwesteuropäischen Gebirgen lokal nicht selten. – *Heterogynis penella* Hueb. (Heterogynidae).

Phryxe magnicornis (Zetterstedt) [*longicauda* Wainwright]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch, Wiesen. – E April bis M Sept., wahrscheinlich mehrere Generationen. – Im Freiland selten, häufiger aus den Wirten zu bekommen. – Kleinere Raupen bevorzugend; zahlreiche Zygaenidae und Geometridae, seltener auch einige Lycaenidae, Tortricidae und Pieridae.

Phryxe nemea (Meigen). – Gemäßigtes Europa bis Schweden und Finnland (in Südeuropa sehr selten); SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwaldränder, Gebüsch, Hecken, Obstanlagen. – Mehrere Generationen von M April bis M Okt. – Auf Blättern, im Hochsommer auch auf Blüten; häufig. – Sehr zahlreiche Macrolepidoptera, selten einige Microlepidoptera; stark behaarte Raupen werden gemieden.

Phryxe prima (Brauer & Bergenstamm). – Südeuropa bis Brandenburg; HE, RP, BW, BY, NB / A. – Warmtrockene Gebiete. – M Juni bis M Aug., 1 Generation. – Im Freiland sehr selten, eher aus den Wirten zu bekommen. – *Zygaena* spp. (Zygaenidae).

Phryxe semicaudata Herting. – Südeuropa bis Österreich; A (Hainburg/Donau). – Sehr selten. – *Thaumetopoea processionea* L. (Thaumetopoeidae).

Phryxe setifacies (Villeneuve). – Südwesteuropa bis Wallis; A (Burgenland). – Warmtrokkene, offene Landschaften. – M April bis E Aug. (Südeuropa). – Auch in Südeuropa selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – *Zygaena* spp. (Zygaenidae).

Phryxe vulgaris (Fallén). – Europa bis Lappland (in Südeuropa häufig); SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Ackerland, Gebüsch. – Mehrere Generationen von E April bis E Okt. – Blütenbesucher; überall häufig. – Sehr zahlreiche Macrolepidoptera, vor allem größere Tagfalter, Noctuidae und Geometridae; stark behaarte Raupen werden gemieden.

Madremyia clausa (Villeneuve) [*Phryxe*]. – Lappland, Norwegen (Dovrefjell). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Periarchiclops scutellaris (Fallén). – Verstreute Funde in ganz Europa bis Skandinavien; NS, BY, NB / CH. – Funddaten von M Juni bis E Sept. – Sehr selten. – *Acronicta euphorbiae* Denis & Schiff., *A. auricoma* Denis & Schiff., *A. rumicis* L., *Conistra rubiginea* Denis & Schiff. (Noctuidae); *Lasiocampa quercus* L. (Lasiocampidae).

Bactromyia aurulenta (Meigen). – Europa bis Schweden; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A. – Gebüsch, Laubwaldränder.–2 Generationen: E April bis E Juni und (zahlreicher) A Juli bis E Sept. – Meist auf Blättern; nicht selten. – Verschiedene Lepidoptera, hauptsächlich *Hyponomeuta* spp. (Hyponomeutidae), einige Geometridae, *Bena fagana* F. (Noctuidae) und *Thecla quercus* L. (Lycaenidae).

Pseudoperichaeta nigrolineata (Walker) [*insidiosa* (Robineau-Desvoidy)]. – Europa bis Südschweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder. – A Mai bis M Sept., wenigstens 2 Generationen. – In der Malaisefalle oder auf Blättern nicht selten, häufiger aus den Wirten zu bekommen als im Freiland zu fangen. – Zahlreiche Microlepidoptera, vor allem Tortricidae und Pyralidae.

Pseudoperichaeta palesoidea (Robineau-Desvoidy). – Europa bis Lappland; HE, BW, BY / A, CH. – Bevorzugt wärmere Gebirgslagen. – A Mai bis M Sept., wenigstens 2 Generationen. – Blütenbesucher; selten (in Südeuropa häufiger, vor allem im Gebirge). – *Depressaria pastinacella* Dup., *D. marcella* Reb. (Oecophoridae) und einige Tortricidae.

Catagonia aberrans (Rondani) [*Sisyropa*]. – Südeuropa bis Rheinland-Pfalz; RP

(Altenahr), BW, BY / A, CH. – Warmtrockene, verbuschte Landschaften. – M Juni bis A Sept., 1 Generation. – Auf Blüten oder Blättern; in wärmeren Lagen nicht selten (Oberrhein, Niederösterreich). – *Thyris fenestrella* Scop. (Thyrididae), möglicherweise auch *Monophadnus spinolae* Klug (Tenthredinidae).

Lydella grisescens Robineau-Desvoidy. – Europa bis Südengland, Niedersachsen; NS, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Warmtrockene, offene Gebiete bevorzugend. – E Mai bis E Sept., wenigstens 2 Generationen. – In warmen Gebieten meist häufig. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Lydella lacustris Herting. – A (Neusiedler See); bisher nur 2 Exemplare bekannt. – Funddaten von E Mai bis E Juni. – Wirte unbekannt.

Lydella ripae (Brischke). – Dänemark, Skandinavien, Polen; NS, NB. – Sanddünen der Meeresküsten, sehr selten auch in offenen Landschaften des Binnenlandes.–2 Generationen: A Juni bis A Juli und M Juli bis E Sept. – Meist selten. – *Photedes elymi* Treits., *Mesoligia literosa* Haw. (Noctuidae).

Lydella stabulans (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Verkrautete Kahlschläge, feuchtere Wiesen, Auewälder. – A Mai bis M Sept., wenigstens 2 Generationen. – Zwischen Gräsern und Stauden sitzend oder fliegend; meist häufig. – Bohrende Raupen verschiedener Noctuidae.

Lydella thompsoni Herting. – Südeuropa bis Mittelfrankreich; BW (Südbaden, Karlsruhe, Stuttgart) / A, CH. – Maisfelder, Schilf- und Riedgrasbestände. – Mai bis Sept., 2 Generationen (in kühleren Gebieten nur 1 Generation). – Im Freiland sehr selten, viel eher aus den Wirten zu erhalten. – Regelmäßig aus *Ostrinia nubilalis* Hueb. (Pyralidae), aber auch aus einigen *Nonagria*- und *Sesamia*-Arten (Noctuidae).

Cadurciella tritaeniata (Rondani). – Europa bis Skandinavien; SH, BW, NB / A, CH. – Verbuschte oder offene Landschaften. – E Mai bis E Juli, 1 Generation. – Selten (häufiger in Südeuropa). – *Callophrys rubi* L. (Lycaenidae).

Drino bohemica Mesnil. – Schweden, Finnland. – Fichtenwälder. – Keine Freilandfunddaten bekannt, nur gezogenes Material. – Selten. – *Diprion hercyniae* Hart., *D. polytomus* Hart. (Diprionidae).

Drino galii (Brauer & Bergenstamm). – Europa bis Schweden; NS, BY, NB / A. – A Juni bis M Aug., wahrscheinlich 1 Generation. – Selten. – *Celerio galii* Rott., seltener *C. euphorbiae* L. (Sphingidae).

Drino gilva (Hartig). – Europa bis Holland, Nordpolen; NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Kiefernwälder. – A Juni bis E Aug., 2 Generationen (im Gebirge nur 1 Generation). – Im Freiland selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – *Diprion* spp. (vor allem *Diprion pini* L.), *Neodiprion sertifer* Geoffr., *Microdiprion pallipes* Fall. (Diprionidae).

Drino inconspicua (Meigen). – Europa bis Schweden; SH, NS, NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Kiefernwälder bevorzugend. – A Juni bis M Sept., meist 2 Generationen. – Im Freiland eher selten, häufiger dagegen aus den Wirten zu bekommen. – *Diprion* spp. (Diprionidae), aber auch einige Lepidoptera, vor allem *Lymantria dispar* L. (Lymantriidae) und *Dendrolimus pini* L. (Lasiocampidae).

Drino lota (Meigen). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – A Juni bis E Aug., 1 Generation. – Im Freiland meist selten, häufiger aus den Wirten zu bekommen. – Regelmäßig aus *Deilephila elpenor* L., seltener auch aus *D. porcellus* L. oder *Smerinthus populi* L. (Sphingidae).

Drino vicina (Zetterstedt). – Europa bis Skandinavien; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Warmtrockene Gebiete. – A Juni bis E Aug., 1 Generation. – Blütenbesucher; nicht selten. – Vorwiegend *Proserpinus proserpinus* Pall. (Sphingidae), aber auch einige andere große Raupen von Sphingidae, Noctuidae, Notodontidae, Bombycidae oder Arctiidae.

Thelyconychia solivaga (Rondani). – Südeuropa; BW (Sandhausen, Mühlacker). – In Mitteleuropa nur in extrem xerothermen Lagen (extensiv genutzte Weinberge, Sanddünen). – A Juni bis E Sept., wenigstens 2 Generationen. – In der Malaisefalle oder im Gras zu käschern; selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Amelibaea tultschensis (Brauer & Bergenstamm) [*Phebellia*]. – Südalpen bis Wallis, Slowakei, Ungarn. – Alpine Matten in wärmeren Lagen, etwa von 1800–2000 m. – A Juli bis E Juli, 1 Generation. – Meist auf Blüten; sehr selten. – *Ocnogyna parasita* Hueb. (Arctiidae).

Huebneria affinis (Fallén). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY,

NB / A, CH. – Wiesen, Waldränder.–2 Generationen: E April bis E Juni und (viel zahlreicher) A Juli bis E Sept. – Häufig. – Arctiidae (vor allem *Arctia caja* L. und *Phragmatobia fuliginosa* L.), seltener behaarte Raupen anderer Familien.

Tryphera lugubris (Meigen) [*Huebneria*]. – Europa bis Dänemark, Rügen (Hauptverbreitung in Südeuropa); SH, NB / A. – Xerotherme Lagen, Meeresküsten. – Juli/Aug. – Sehr selten (in Südeuropa lokal häufig). – *Ocnogyna baetica* Ramb., *Coscinia cribraria* L. (Arctiidae), *Syntomis* spec. (Syntomididae).

Carcelia atricosta Herting. – Verstreut in Europa bis Norwegen; NW (Hopsten). – Juni (soweit bekannt). – Sehr selten. – *Orgyia antiqua* L., *O. recens* Hueb. (Lymantriidae), vereinzelt auch gemeldet aus *Malacosoma neustria* L. (Lasiocampidae) und *Acronicta psi* L. (Noctuidae).

Carcelia bombylans Robineau-Desvoidy. – Europa bis Finnland; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Warmtrockene Laubwaldränder, Gebüsch. – E Mai (einzelne Exemplare schon ab M April) bis M Sept., 2 Generationen. – Auf Blättern; nicht selten. – Einige Arctiidae (vor allem *Spilosoma*); Angaben aus Lymantriidae sind zweifelhaft.

Carcelia dubia (Brauer & Bergenstamm). – Südeuropa bis Hessen; HE (Wiesbaden), RP, BW / A, CH. – E April bis E Aug., 2 Generationen. – Selten. – *Callimorpha dominula* L., *Tyria jacobaeae* L., seltener *Arctia hebe* L. und *A. villica* L. (Arctiidae).

Carcelia falenaria (Rondani) [*phalaenaria*]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa bis Brandenburg; NB (Frankfurt/Oder, Leipzig) / A (Burgenland). – Warmtrockene Gebiete. – M April bis M Juni, 1 Generation (in Südeuropa eine zweite Generation im Aug./Sept.). – Sehr selten (in Südeuropa nicht selten). – *Syntomis phegea* L. (Syntomididae).

Carcelia gnava (Meigen) [*excavata* (Zetterstedt)]. – Europa bis Schweden, Finnland; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch, Obstgärten.–2 Generationen: M April bis E Juni und A Juli bis M Sept. – Im Freiland nicht selten, häufiger aber aus den Wirten zu ziehen. – *Malacosoma neustria* L. (Lasiocampidae), *Dasychira pudibunda* L., *Leucoma salicis* L. (Lymantriidae), seltener einige andere Lymantriidae, Lasiocampidae oder auch Arctiidae, Notodontidae und Thyatiridae.

Carcelia iliaca (Ratzeburg) [*processioneae* (Ratzeburg)]. – Südeuropa bis Rheinland; NW (nur der Typus), BW / A, CH. – Laubwälder, Kiefernwälder. – E April bis A Juli, 1 Generation. – Selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – *Thaumetopoea processionea* L., *T. pinivora* Treits. (Thaumetopoeidae).

Carcelia kowarzi Villeneuve. – Pyrenäen, Ostfrankreich, Wallis, Tessin; BW (Stuttgart) / A (Steiermark). – Funddaten von M Juni bis A Sept. – Sehr selten. – *Diacrisia sannio* L. (Arctiidae).

Carcelia laxifrons Villeneuve. – Europa bis Schweden; NS, NW, BW, NB / A. – A Mai bis A Juni, 1 Generation. – Im Freiland normalerweise selten, häufiger aus den Wirten zu erhalten. – Regelmäßig aus *Euproctis chrysorrhoea* L. (Lymantriidae); selten aus *Dasychira fascelina* L., *Leucoma salicis* L. (Lymantriidae), *Malacosoma castrensis* L., *M. neustria* L. (Lasiocampidae) und *Brephos notha* Hueb. (Geometridae).

Carcelia lucorum (Meigen). – Europa bis Skandinavien; SH, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwaldränder, Wiesen.–2 Generationen: A April bis E Juni und M Juli bis E Sept. – Im Süden Mitteleuropas (und in Südeuropa) oft häufig, sonst eher selten oder nur aus den Wirten zu bekommen. – Arctiidae (besonders *Arctia caja* L., *A. villica* L. und *Phragmatobia fuliginosa* L.); Wirte aus anderen Familien werden vereinzelt angegeben (meist noch nicht überprüft).

Carcelia puberula Mesnil. – Europa bis Schweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder. – E April bis A Juli, 1 Generation (in Südeuropa zusätzlich eine partielle 2. Generation). – Auf Blättern; lokal nicht selten. – Vereinzelt aus *Lymantria monacha* L. (Lymantriidae).

Carcelia rasa (Macquart) [*amphion* Robineau-Desvoidy]. – Europa bis Norddeutschland, England; NS, NW, HE, BW, NB / A. – Laubwälder.–2 Generationen: M Mai bis A Juli und E Juli bis M Sept. – Im Freiland selten, eher durch Zucht zu erhalten. – Verschiedene Lymantriidae (vor allem *Dasychira* spp., *Orgyia* spp. und *Euproctis* spp.).

Carcelia rasella Baranov [*mollis* Herting]. – Verstreute Fundorte in Europa bis Norddeutschland; NW, BW, NB. – M April bis A Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; sehr selten. – *Malacosoma neustria* L. (Lasiocampidae).

Carcelia tibialis (Robineau-Desvoidy) [*patellipalpis* (Pandellé)]. – Europa bis Nordpolen; NW, HE, BW, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder. – A Mai bis A Juli, 1 Generation (in Südeuropa auch im Aug.). – Auf Blättern; meist selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Senometopia confundens (Rondani) [*Eucarcelia*, *leucophaea* (Rondani)]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa bis Brandenburg; RP (Mainz), NB (Frankfurt/Oder) / A (Niederösterreich, Burgenland). – Funddaten von M Mai bis E Aug., wahrscheinlich 2 Generationen. – Selten. – Wirte unbekannt.

Senometopia excisa (Fallén) [*Eucarcelia*]. – Europa bis Schweden; SH, NW, HE, BW, BY / A. – Gebüsch, Laubwaldränder. – Funddaten von E Mai bis E Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Selten. – Verschiedene Notodontidae (vor allem *Phalera*), Noctuidae, Geometridae und Nymphalidae (*Gonepteryx rhamni* L.).

Senometopia intermedia (Herting) [*Eucarcelia*]. – Verstreute Fundorte in Europa bis England; NS (Hannover), RP (Bienwald). – Funddaten von E Juli – A Sept. – Sehr selten. – *Abraxas marginata* L., *A. sylvata* Scop. (Geometridae).

Senometopia lena (Richter) [*Eucarcelia*]. – Tessin, Südwestdeutschland; BW (Kaiserstuhl, Freiburg, Stuttgart, Markgröningen). – Laubwaldränder. – Funddaten von A Aug. bis E Aug. – Auf Blättern; sehr selten. – *Ptilophora plumigera* Esp. (Notodontidae).

Senometopia pilosa (Baranov) [*Eucarcelia*]. – CH (Wallis, Tessin); im Gebiet noch kein Nachweis. – Funddaten von E Mai bis E Sept. – Sehr selten. – *Abrostola tripartita* Hufn. (Noctuidae).

Senometopia pollinosa (Mesnil) [*Eucarcelia*, *rutilla* (Villeneuve), *obesa* (Zetterstedt)]. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, NB / A, CH. – Kiefernwälder. – M Juni bis A Okt. (besonders E Juni bis M Aug.), 2 Generationen. – Im Freiland nicht selten, häufiger aber aus den Wirten zu ziehen. – *Bupalus piniarius* L., seltener *Semiothisa liturata* Cl. (Geometridae).

Senometopia separata (Rondani) [*Eucarcelia*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, BW, BY, NB. – Funddaten von E Mai bis M Juli, möglicherweise nur 1 Generation. – Im Freiland sehr selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – Vorzugswirte sind *Endromis versicolora* L. (Endromididae), *Lymantria dispar* L. (Lymantriidae) und einige *Acronicta*-Arten (Noctuidae); einige weitere Wirte (vor allem Notodontidae) sind gemeldet, beziehen sich aber möglicherweise auf *S. excisa*.

Senometopia susurrans (Rondani) [*Eucarcelia*]. – Südeuropa bis Südwestdeutschland; BW (Oberrhein) / A, CH. – Warmtrockene Gebiete. – E Mai bis A Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Auf Blättern; selten. – Gezogen aus einer unbestimmten Geometridenraupe.

Thecocarcelia acutangulata (Macquart) [*incedens* (Rondani)]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa bis Südengland; HE, BW / A. – Warmtrockene Gebiete. – E Mai bis A Sept., 2 Generationen. – Sehr selten. – *Thymelicus lineola* Ochs., *Halpe varia* Murr. (Hesperiidae).

Erycia fasciata Villeneuve. – Südeuropa bis Tessin; A (Niederösterreich, Burgenland). – Funddaten von E Juni bis M Aug., wahrscheinlich 1 Generation. – Sehr selten. – *Melitaea didyma* Esp. (Nymphalidae).

Erycia fatua (Meigen). – Europa bis St. Petersburg; BW, BY, NB / A. – Warmtrockene, verbuschte oder offene grasreiche Landschaften. – M Juni bis A Sept., 1 Generation. – In warmen Gebieten lokal nicht selten. – *Melitaea athalia* Rott., *M. britomartis* Assm., *M. cinxia* L., *M. deione* Dup. (Nymphalidae).

Erycia festinans (Meigen). – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa bis Schweden; NB (Dessau). – Warmtrockene, offene Landschaften. – A Juli bis A Aug. (in Südeuropa von E Mai bis A Juli), 1 Generation. – In Mitteleuropa sehr selten. – *Melitaea cinxia* L., *M. didyma* Esp. (Nymphalidae).

Erycia furibunda (Zetterstedt) [*cinerea* Robineau-Desvoidy]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa bis Belgien, St. Petersburg; BW (Freiburg), BY (Dachau), NB (Dessau, Berlin) / A (Admont). – M Juni bis M Aug., 1 Generation. – In Mitteleuropa sehr selten. – *Melitaea aurinia* Rott., *M. maturna* L. (Nymphalidae).

Xylotachina diluta (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NB (Lausitz) / A. – E Mai bis A Juli in Südeuropa; aus Mitteleuropa keine Freilandfunddaten bekannt. – Im Freiland sehr selten, eher aus dem Wirt zu ziehen. – *Cossus cossus* L. (Cossidae).

Alsomyia capillata (Rondani). – Südeuropa bis Süddeutschland; BW (Kaiserstuhl), BY

(Dachau) / A, CH (Jura). – Warmtrockene Gebiete. – Funddaten von M Juni bis M Aug., wahrscheinlich 1 Generation. – Sehr selten. – *Zygaena erythrus* Hueb., *Z. graslini* Led., *Z. purpuralis* Bruenn., *Z. transalpina* Esp. (Zygaenidae).

Townsendiellomyia nidicola (Townsend) [*Alsomyia*]. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; NB (Elbauegebiet) / A (Niederösterreich, Burgenland). – E Juni bis A Aug., 1 Generation. – Im Freiland sehr selten, eher aus dem Wirt zu erhalten. – *Euproctis chrysorrhoea* L. (Lymantriidae).

6.2.7. Goniini

Platymya fimbriata (Meigen) [*Platymyia*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Gebüsch, Waldränder.–2 Generationen: M Mai bis A Juli und M Juli bis E Sept. – In niederer Vegetation; häufig. – Sichere Wirte nicht bekannt; die morphologisch von *P. fimbriata* praktisch nicht trennbare nordamerikanische *P. confusionis* (Sellers) wurde aus *Crambus* spp. (Pyralidae) gezogen.

Eumea linearicornis (Zetterstedt) [*Platymyia*, *westermanni* (Zetterstedt)]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch. – M April bis M Okt., mehrere Generationen. – Auf Blättern; häufig. – Verschiedene Tortricidae (vor allem *Archips*) sowie *Eurrhypara hortulata* L. (Pyralidae) und einige laubholzbewohnende Noctuidae (besonders *Orthosia*, *Cosmia*).

Eumea mitis (Meigen) [*Platymyia*]. – Europa bis Schweden, Finnland; SH, NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch.–2 Generationen: E April bis E Juni und (zahlreicher) A Juli bis A Okt. – Auf Blättern; seltener als die vorige Art. – Verschiedene Tortricidae, Pyralidae und Psychidae (*Psyche viciella* Schiff.), seltener einige laubholzbewohnende Noctuidae.

Myxexoristops abietis Herting. – Mitteleuropa bis Schweden; BW, BY, NB / A, CH. – Fichtenwälder. – M Juni bis A Sept. (besonders Juli), 1 Generation. – Im Freiland sehr selten, eher aus den Wirten zu erhalten. – *Cephalcia abietis* L., vielleicht auch *C. falleni* Dalm. (Pamphiliidae).

Myxexoristops bicolor (Villeneuve). – Mitteleuropa; HE, RP, BW, NB / A. – Nadelwälder der Mittelgebirge und der Alpen. – E Mai bis M Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – *Cephalcia falleni* Dalm., *C. abietis* L. (Pamphiliidae).

Myxexoristops blondeli (Robineau-Desvoidy). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch. – M April bis E Juli (besonders E Mai bis E Juni), wahrscheinlich nur 1 Generation. – Auf Blättern; nicht selten. – *Neurotoma saltuum* L. (Pamphiliidae); *Mesoneura opaca* Klug, *Pristiphora moesta* Zadd. (Tenthredinidae).

Myxexoristops bonsdorffi (Zetterstedt). – Gemäßigtes Europa bis Schweden, Finnland; NS, NW, BW, NB. – E Mai bis A Aug., 1 Generation. – Selten. – *Acantholyda posticalis* Mats., *A. erythrocephala* L. (Pamphiliidae).

Myxexoristops hertingi Mesnil. – Gemäßigtes Europa bis Polen; NW, NB / A. – Kiefernwälder. – E Mai bis A Juli, 1 Generation (einzelne Exemplare auch Aug./Sept. = partielle 2. Generation?). – Im Freiland sehr selten, eher aus den Wirten zu bekommen. – *Acantholyda erythrocephala* L., selten *A. posticalis* Mats. (Pamphiliidae).

Myxexoristops stolida (Stein). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Laubwälder. – E Mai bis A Juli, 1 Generation (einzelne Exemplare M Juli bis E Aug. = partielle 2. Generation?). – Auf Blättern; nicht selten. – Zahlreiche Tenthredinidae, vor allem die Gattungen *Croesus*, *Hemichroa*, *Nematus* und *Pristiphora*.

Euexorista obumbrata (Pandellé) [*Myxexoristops*]. – Vereinzelt im gemäßigten Europa bis St. Petersburg; NW (Arnsberg), BY (Dachau) / A (Umgebung Wien). – Verkrautete Kahlschläge. – M Juli bis M Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Zenillia dolosa (Meigen). – Europa bis Norddeutschland; NS, NW, BW, BY, NB / A. – M Mai bis M Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Im Freiland sehr selten, eher aus den Wirten zu erhalten. – Hyponomeutidae, seltener Oecophoridae, Tortricidae und Pyralidae, nur vereinzelt auch einige Macrolepidoptera.

Zenillia libatrix (Panzer). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder. – E April bis M Sept. (besonders Mai), wahrscheinlich 2 Genera-

tionen. – Im Freiland etwas häufiger als die vorige Art, meist aber ebenfalls eher aus den Wirten zu ziehen. – Zahlreiche Macrolepidoptera aber nur wenige Microlepidoptera; vor allem aus *Thaumetopoea processionea* L. (Thaumetopoeidae), *Euproctis chrysorrhoea* L., *E. similis* Fuessl., *Lymantria dispar* L. (Lymantriidae), *Malacosoma neustria* L. (Lasiocampidae) und *Hyphantria cunea* Drur. (Arctiidae).

Clemelis pullata (Meigen). – Europa bis Schweden, Finnland (Hauptverbreitung in Südeuropa); HE, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder, Wiesen, Gebüsch.–2 Generationen: M Mai bis E Juni und (zahlreicher) A Juli bis E Sept. – Im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten, im Norden sehr selten (häufig in Südeuropa). – *Loxostege sticticalis* L. und andere Pyralidae, seltener einige Psychidae, Scythrididae und Tortricidae gemeldet.

Pales processioneae (Ratzeburg) [*opulenta* Herting]. – Südeuropa bis Südwestdeutschland; RP, BW / A, CH. – Wärmere Eichenwälder.–2 Generationen: A Mai bis E Juni und (viel zahlreicher) M Juli bis A Sept. – Im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten (häufiger in Südeuropa). – *Thaumetopoea processionea* L. (Thaumetopoeidae).

Pales pavida (Meigen) [*Ctenophorocera*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch, Wiesen. – Frühjahrsgeneration von M April bis E Juni, Sommergeneration von A Juli bis M Sept., einzelne Exemplare bis E Okt. (= partielle 3. Generation?). – Auf Blüten oder Blättern; häufig. – Polyphag bei zahlreichen Macrolepidoptera und einigen Microlepidoptera.

Pales peregrina Herting. – CH (Tessin), A (Obertraun). – Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Phryno vetula (Meigen). – Europa bis Südengland, Dänemark; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch. – M April bis E Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; häufig. – Laubholzbewohnende Noctuidae (vor allem *Orthosia*, *Cosmia*) und Geometridae (besonders *Erannis*), Einzelmeldungen auch aus *Polyploca diluta* Denis & Schiff. (Thyatiridae) und *Lasiocampa quercus* L. (Lasiocampidae).

Cyzenis albicans (Fallén). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch, Obstgärten. – M April bis M Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; häufig, bei Massenauftreten des Hauptwirtes sehr häufig. – *Operophthera brumata* L. (Geometridae); nur vereinzelt auch andere laubholzbewohnende Geometridae, Noctuidae oder Plutellidae gemeldet.

Cyzenis jucunda (Meigen). – Gemäßigtes Europa bis Schweden; NW, BW, BY, NB / A, CH. – M April bis A Juni, 1 Generation. – Selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Bothria frontosa (Meigen). – Europa bis Belgien, Südschweden; NW (Blankenstein), BW (Oberrhein) / A (Burgenland). – Trockene Wiesen oder Gebüsch in warmen Gebieten. – M März bis M Mai, 1 Generation. – Selten. – *Noctua comes* Hueb., *Mesogona acetosellae* Denis & Schiff. (Noctuidae).

Bothria subalpina Villeneuve. – Europa bis Skandinavien; NW, HE, BW, NB / A, CH. – A April bis E Mai, 1 Generation. – Selten. – *Cosmia trapezina* L. (Noctuidae).

Ceromasia rubrifrons (Macquart). – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa bis Dänemark; NS, NW, BW, BY, NB / A, CH. – Warme, offene Landschaften. – E Mai bis E Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – In Mitteleuropa selten (häufig in Südeuropa). – *Zygaena* spp. (Zygaenidae), selten auch aus einigen Lymantriidae, Geometridae, Arctiidae, Hesperiidae, Nymphalidae und Pieridae.

Erycilla ferruginea (Meigen) [*Erycina rutila* (Meigen) bei Mesnil (1944–1975)]. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Nadel- und Laubwälder, mäßig feuchte Wiesen; von der Ebene bis in Mittelgebirgslagen. – E Mai bis A Okt. (besonders M Juli bis E Aug.), möglicherweise nur 1 langgestreckte Generation. – Blütenbesucher; oft sehr häufig. – *Tipula* spec. (Tipulidae).

Erycilla rufipes (Brauer & Bergenstamm). – Verstreute Funde in Europa; NB (Oberlausitz) / A (Kraubath/Mur). – Juli (soweit bekannt). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Allophorocera lapponica Wood. – Nordfinnland, Nordschweden. – Juli. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Allophorocera pachystyla (Macquart). – Alpen; A, CH. – Geröllfelder und alpine Matten von 1700–3000 m. – E Juni bis M Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Rhacodinella apicata (Pandellé) [*Discochaeta*]. – Verstreut in Europa (Pyrenäen, Tessin, Südpolen, St. Petersburg); im Gebiet noch kein Nachweis. – M Juni bis A Sept., 1 Generation

(partielle 2. Generation möglich). – Normalerweise sehr selten, lokal aber zahlreich. – Aus Kiefernwäldern in Polen sind verschiedene Noctuidae, Lymantriidae, Saturniidae und Geometridae bekannt geworden.

Ocytata pallipes (Fallén) [*Rhacodineura*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch, Wiesen. – A Mai bis E Okt. (besonders E Juli bis E Aug.), 2 Generationen. – In der Malaisefalle regelmäßig und sehr häufig, aber auch auf Blättern und Blüten nicht selten. – *Forficula auricularia* L., seltener *F. tomis* Kol. und *Chelidurella acanthopygia* Gené (Forficulidae).

Pexopsis aprica (Meigen). – Europa bis Nordwestdeutschland; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Warmtrockene, offene oder verbuschte Landschaften. – E April bis A Juni, 1 Generation. – Sehr selten. – Imagines von *Melolontha melolontha* L. und *Rhizotrogus aestivus* Oliv. (Scarabaeidae).

Erythrocera nigripes (Robineau-Desvoidy). – Europa bis Brandenburg; BW, BY, NB / A, CH. – Warmtrockene, offene Landschaften, vorzugsweise Sandgebiete. – 2 deutlich getrennte Generationen: A Mai bis A Juni und A Aug. bis M Sept. – Im Gras zu käschern, lokal nicht selten. – Wirte unbekannt.

Eurysthaea scutellaris (Robineau-Desvoidy) [*Discochaeta hyponomeutae* (Rondani)]. – Europa bis Südengland und Norddeutschland; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder. – E April bis M Sept. (besonders Juli), wenigstens 2 Generationen. – Im Freiland nicht selten, häufiger aber aus den Wirten zu ziehen. – Hyponomeutidae, seltener Tortricidae und Pyralidae; nur vereinzelt auch einige Geometridae, Noctuidae und Arctiidae gemeldet.

Erynnia ocypterata (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NS (Umgebung Hamburg), NB (Brandenburg). – A Mai bis A Sept., 2 Generationen. – In Mitteleuropa sehr selten. – *Sparganothis pilleriana* Schiff. (Tortricidae); seltener *Anacampsis obscurella* Denis & Schiff. und *Nothris obscuripennis* Frey. (Gelechiidae).

Elodia ambulatoria (Meigen) [*convexifrons* (Zetterstedt)]. – Europa bis Skandinavien; SH, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder. – Funddaten von E Mai bis A Sept. – Im Freiland sehr selten (meist nur in der Malaisefalle), häufig dagegen aus Baumschwämmen zu bekommen. – Tineidae in Baumschwämmen (besonders *Morophaga boleti* F.).

Elodia morio (Fallén) [*tragica* (Meigen)]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch, Obstgärten. – A April bis A Sept. (besonders Mai/Juni), 2 Generationen. – Im Freiland selten, häufiger dagegen aus den Wirten zu erhalten. – Zahlreiche Tortricidae (vor allem *Tortrix viridana* L. und *Cydia pomonella* L.), aber auch einige Gelechiidae, Oecophoridae, Pyralidae und Plutellidae.

Sturmia bella (Meigen). – Europa bis Finnland; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Gebüsch, Waldränder; wärmere Gebiete bevorzugend. – Hauptflugzeit M Juli bis M Sept., wenige Exemplare aber schon ab A Mai und bis M Okt. – Auf Blüten und Blättern; im wärmeren Mitteleuropa im Freiland nicht selten (im Norden selten), viel häufiger aber aus den Wirten zu ziehen. – Arten der Gattungen *Aglais*, *Araschnia*, *Inachis*, *Nymphalis* und *Vanessa* (Nymphalidae); selten vereinzelt aus anderen Macrolepidoptera.

Blepharipa pratensis (Meigen) [*Sturmia*, *scutellata* (Robineau-Desvoidy)]. – Europa bis Finnland; SH, NW, HE, BW, BY, NB / A. – Wärmere Laubwälder, Kiefernwälder. – E April bis E Juli (vor allem M Mai bis M Juni), 1 Generation. – Auf Blättern; bei Massenauftreten des Schwammspinners häufig, sonst (vor allem im Norden) eher selten. – *Lymantria dispar* L. (Lymantriidae) und *Dendrolimus pini* L. (Lasiocampidae), nur vereinzelt auch einige andere Macrolepidoptera gemeldet.

Blepharipa schineri (Mesnil) [*Sturmia*]. – Europa bis Brandenburg; BW, NB / A, CH. – Warme Laubwälder. – M April bis A Juli (besonders Mai), 1 Generation (Maximum etwa 3 Wochen früher als bei der vorigen Art). – Auf Blättern; viel seltener als die vorige Art. – *Lymantria dispar* L. (Lymantriidae), vereinzelt auch aus einigen Notodontidae, Lasiocampidae und Endromididae gemeldet.

Masicera pavoniae (Robineau-Desvoidy) [*pratensis* Meigen]. – Europa bis Nordpolen; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Offene Landschaften, Heiden. – M Mai bis A Juli, 1 Generation. – Im Freiland selten, häufiger aus den Wirten zu ziehen. – *Saturnia pavonia* L., *S. pyri* Schiff., *S. spini* Schiff. (Saturniidae); andere Wirte nur sehr selten und ausnahmsweise.

Masicera silvatica (Fallén). – Europa bis Südschweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB /

A, CH. – Offene Graslandschaften, Trockenhänge. – M Juni bis A Sept. (besonders Aug.), wahrscheinlich nur 1 Generation. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal häufig. – *Macrothylacia rubi* L. (Lasiocampidae).

Masicera sphingivora (Robineau-Desvoidy) [*cuculliae* Robineau-Desvoidy]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; HE, BW, BY, NB / A, CH. – Warme, offene Landschaften. – E Mai bis A Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – In Mitteleuropa sehr selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – Sphingidae (vor allem *Celerio* spp.), aber auch verschiedene Noctuidae, Lymantriidae, Lasiocampidae und Nymphalidae, sehr vereinzelt auch Wirte aus anderen Familien.

Prosopea nigricans (Egger) [*Prosopaea*]. – Südeuropa bis Wallis, Slowakei; A (Niederösterreich). – Bevorzugt warme Gebirgslagen. – A Mai bis E Sept., mehrere Generationen (Südeuropa). – In Südeuropa lokal häufig, in Mitteleuropa sehr selten und wahrscheinlich auf sehr warme, felsige Standorte beschränkt. – Arctiidae der Subfamilie Lithosiinae (*Lithosia quadra* L., *Paidia murina* Hueb., *Eilema* spec.), seltener Arctiinae (*Tyria jacobaeae* L.).

Gaedia connexa (Meigen). – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; RP (Kreuzberg), NB (Dresden) / A. – Warmtrockene, offene Lagen. – A Juli bis M Sept., 1 Generation (in Südeuropa 2 Generationen). – In Mitteleuropa sehr selten (nicht selten im wärmeren Österreich). – Wirte unbekannt.

Gaedia distincta Egger. – Frankreich (Hautes-Alpes), CH (Wallis), Slowakei; NB (Sachsen) / A (Wiener Neustadt). – Funddaten von M Juni bis M Sept. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Hebia flavipes Robineau-Desvoidy. – Gemäßigtes Europa bis Südschweden, Finnland; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A. – Laubwälder. – M April bis A Juni, 1 Generation. – Auf Blättern oder in der Malaisefalle; lokal nicht selten. – *Colotois pennaria* L., seltener *Larentia* spec. (Geometridae) oder *Orthosia miniosa* Denis & Schiff. (Noctuidae).

Frontina laeta (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Lichte Wälder, warmtrockene, offene oder verbuschte Landschaften. – A Juli bis E Sept. (vor allem Aug.), 1 Generation. – Blütenbesucher; in wärmeren Gebieten nicht selten, im Norden selten. – *Smerinthus ocellatus* L., seltener *S. populi* L. oder *Sphinx ligustri* L. (Sphingidae).

Thelymorpha marmorata (Fabricius) [*Histochaeta*]. – Europa bis Schweden, Finnland; NS, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Warme Gebirgslagen bevorzugend, nur vereinzelt in der Ebene.–2 Generationen: A Mai bis E Juni und A Juli bis M Sept. – In Mitteleuropa selten, häufiger in südlichen Lagen der Alpen. – *Arctia caja* L., vereinzelt auch einige andere Arctiidae, Lasiocampidae, Lymantriidae, Noctuidae oder auch Nymphalidae und Papilionidae.

Baumhaueria goniaeformis (Meigen). – Europa bis Südschweden; NW (Krefeld-Uerdingen), HE (Frankfurt), NB (Berlin, Chemnitz, Genthin). – E April bis A Juni, 1 Generation. – Blütenbesucher auf *Euphorbia*; sehr selten, aus dem deutschsprachigen Raum nur Funde vor 1924. – Vorwiegend Lasiocampidae (*Eriogaster lanestris* L., *E. philippsi* Bart., *Malacosoma neustria* L. und *Lasiocampa trifolii* Esp.), aber auch einige Arctiidae, Noctuidae, Lymantriidae und Sphingidae gemeldet.

Pachystylum bremii Macquart [*Chaetomera fumipennis* Brauer & Bergenstamm]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; BY (Oberfranken) / A (Tirol, Steiermark), CH (Uri). – Funddaten von M Juni bis E Aug. (Mitteleuropa). – Blütenbesucher; in Mitteleuropa sehr selten, in Südeuropa (in wärmeren Gebirgslagen) lokal häufig. – Wirte unbekannt.

Brachicheta strigata (Meigen) [*Brachychaeta*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen. – E März bis E Mai, 1 Generation. – Im Gras zu käschern; nicht selten. – Wirte unbekannt.

Masistylum arcuatum (Mik). – Alpen, Pyrenäen; A (Steiermark). – Lagen von 1200 bis 2300 m. – E Juli bis M Sept., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Gonia capitata (DeGeer) [*Salmacia*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A. – Trockene Wiesen. – E Juni bis A Sept., 1 Generation. – Blütenbesucher; meist selten. – *Agrotis exclamationis* L., *A. segetum* Schiff., *A. ypsilon* Hufn., *Euxoa obelisca* Schiff. (Noctuidae).

Gonia distinguenda Herting [*Salmacia*]. – Vereinzelte Fundorte in Europa bis Norddeutschland; NW, BY, NB / A. – M April bis E Mai, 1 Generation. – Lokal nicht selten. – *Staurophora celsia* L., *Calamia tridens* Hufn. (Noctuidae).

Gonia divisa Meigen [*Salmacia*]. – Europa bis Südschweden; NS, NW, RP, BW, BY, NB / A. – Lichte Wälder, trockene Wiesen. – M März bis E Mai (besonders E April), 1 Generation. – Im trockenen Gras oder auf dem nackten Boden; auf Sandböden lokal häufig, sonst selten. – Wirte unbekannt.

Gonia foersteri Meigen [*Salmacia*]. – Verstreute Funde in Europa; NW (Stolberg), NB (Warnemünde) / A (Niederösterreich). – März/April. – Sehr selten (aus Mitteleuropa nur Belege vor 1924). – Wirte unbekannt.

Gonia ornata Meigen [*Salmacia*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A. – Warmtrockene, offene Gebiete, vor allem Sandgebiete, Dünen. – E März bis E Mai (besonders E April), 1 Generation. – Auf Blüten oder im trockenen Gras; in Mitteleuropa meist selten (häufiger in Südeuropa). – Vorwiegend Noctuidae (*Agrotis*, *Euxoa*, *Mamestra*, *Colocasia*, *Plusia*), vereinzelt aber auch aus Lymantriidae, Lasiocampidae und Psychidae gemeldet.

Gonia picea (Robineau-Desvoidy) [*Salmacia*, *sicula* Robineau-Desvoidy]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene bis mäßigfeuchte Wiesen. – E Feb. bis A Juni (vor allem April), 1 Generation. – Im Gras, seltener auf Blüten; meist häufig, lokal und jahrweise sehr häufig. – *Cerapteryx graminis* L., vereinzelt einige andere Noctuidae.

Gonia vacua Meigen [*Salmacia*]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; NW, HE, BW, NB / A, CH. – In Mitteleuropa auf sehr warme Orte beschränkt. – E April bis A Juni, 1 Generation. – Sehr selten (nicht selten in Südeuropa). – Wirte unbekannt.

Onychogonia cervini (Bigot). – Alpen, Norwegen; BY (Allgäu) / A (Lechtaler und Oetztaler Alpen). – Alpine Lagen von 2000 bis 2900 m. – M Juli bis M Aug., 1 Generation. – Auf Berggipfeln; sehr selten. – *Orodemnias cervini* Fall. (Arctiidae).

Onychogonia flaviceps (Zetterstedt) [*interrupta* (Rondani)]. – Alpen, Apenninen, skandinavische Gebirge; A, CH. – Alpine Lagen von 1200 bis 2000 m. – E Juni bis A Sept. (besonders E Juli/A Aug.), 1 Generation. – In der niederen Vegetation oder auf Blüten; lokal nicht selten. – *Mamestra glauca* Hueb., *Plusia aemula* Denis & Schiff. (Noctuidae), *Gnophos caelibaria* H.-S. (Geometridae).

Onychogonia suggesta (Pandellé). – Alpen, Pyrenäen; BY (Risserkogel, Hochgern) / A (Kasberg). – Alpine Lagen von 1700 bis 2900 m. – M Juli bis M Aug., 1 Generation. – Auf Berggipfeln; sehr selten. – Wirte unbekannt.

Pseudogonia parisiaca (Robineau-Desvoidy) [*Isomera blondeli* Robineau-Desvoidy, *cognata* (Rondani)]. – Südeuropa bis Mittelfrankreich, Wallis, Slowakei; A (Niederösterreich, Burgenland). – In Mitteleuropa nur an besonders warmen Orten.–2 Generationen: A Mai bis E Juni und M Juli bis M Sept. – Selten (in Südeuropa lokal nicht selten). – Verschiedene Arctiidae.

Pseudogonia rufifrons (Wiedemann) [*Isomera cinerascens* (Rondani)]. – Südeuropa bis Südwestdeutschland; BW (Oberrhein) / A (Niederösterreich). – Offene, grasreiche Landschaften. – M Juni bis A Sept., möglicherweise nur 1 Generation (in Südeuropa wenigstens 2 Generationen). – Selten (in Südeuropa häufig). – Verschiedene Noctuidae (*Agrotis*, *Leucania*, *Mamestra*, *Apamea*, *Spodoptera*, *Heliothis*).

Spallanzania hebes (Fallén). – Europa bis Schweden, Finnland; HE, RP, BW, NB / A. – Offene, grasreiche Landschaften.–2 Generationen: A Juni bis M Juli und E Juli bis M Sept. – Im wärmeren Mitteleuropa nicht selten, häufiger in Südeuropa. – Noctuidae, vor allem *Agrotis segetum* Schiff., *A. exclamationis* L. und *Heliothis armigera* Hueb.

Spallanzania multisetosa (Rondani). – Südeuropa bis Wallis; im Gebiet noch kein Nachweis. – E April bis E Aug. – In Südeuropa lokal häufig. – Wirte unbekannt.

Spallanzania quadrimaculata Herting. – Wallis, Tessin, Piemont, Ungarn; im Gebiet noch kein Nachweis. – E Juni bis A Sept. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

6.3. Subfamilie Tachininae

6.3.1. Tachinini

Tachina fera (Linnaeus) [*Echinomyia*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wälder, Wiesen.–2 Generationen: E April bis E Juni und (zahlreicher) M Juli bis M Okt. – Blütenbesucher; meist sehr häufig. – Zahlreiche Noctuidae.

Tachina grossa (Linnaeus) [*Echinomyia*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Lichte Wälder, Heidegebiete. – E Juni bis A Sept., 1 Generation (in Südeuropa möglicherweise 2 Generationen). – Blütenbesucher; meist selten, lokal und jahrweise aber häufig. – *Macrothylacia rubi* L. und *Lasiocampa quercus* L. (Lasiocampidae), selten einige andere Lasiocampidae und Lymantriidae gemeldet.

Tachina lurida (Fabricius) [*Servillia*]. – Europa bis Norddeutschland und Südengland; SH, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch. – A April bis M Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; nicht selten. – *Orthosia stabilis* Denis & Schiff. und *O. cruda* Denis & Schiff. (Noctuidae); Einzelmeldungen auch aus *Cucullia verbasci* L. (Noctuidae), *Notodonta anceps* Goez. (Notodontidae), *Dendrolimus pini* L. und *Malacosoma neustria* L. (Lasiocampidae).

Tachina magnicornis (Zetterstedt) [*Echinomyia*, *vernalis* (Robineau-Desvoidy)]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Etwas wärmeliebender als *T. fera*; mehr in offenen, trockenen Biotopen. – M April bis E Sept., wenigstens 2 Generationen (keine klare Grenzen zwischen den Generationen erkennbar). – Blütenbesucher; in Mitteleuropa nicht so häufig wie *T. fera* (in Südeuropa oft häufiger). – Zahlreiche Noctuidae (vor allem *Agrotis* spp., *Panolis flammea* Schiff.); einmal auch aus *Malacosoma* (Lasiocampidae) gemeldet.

Tachina nigrohirta (Stein) [*Servillia*]. – Österreich, Slowakei, Süddeutschland; BW (Horb/Neckar, Bad Säckingen) / A (Oberösterreich). – April, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Tachina nupta (Rondani) [*Echinomyia*]. – Südeuropa bis Süddeutschland; HE, BW, BY / A. – Trockenwarme Waldränder, Wiesen. – Funddaten von A Mai bis M Sept. – Selten. – Aus Kasachstan und Japan einige Noctuidae gemeldet.

Tachina praeceps Meigen [*Echinomyia*]. – Südeuropa bis Slowakei; aus Mitteleuropa nur ein alter Zuchtbefund aus Wiesbaden. – A Mai bis E Sept. (Südeuropa). – Auch in Südeuropa nicht häufig. – *Euproctis chrysorrhoea* L. (Lymantriidae), *Malacosoma* spp. (Lasiocampidae) sowie einige Arctiidae, Noctuidae und Sphingidae.

Tachina ursina (Meigen) [*Servillia*]. – Europa bis Südengland, Finnland; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Warmtrockene Waldränder, Waldpfade. – E März bis M Mai, 1 Generation. – Auf dem Boden, an Baumstämmen oder im Gras; meist selten. – Wirte unbekannt.

Nowickia alpina (Zetterstedt). – Skandinavische Gebirge. – Juli. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Nowickia atripalpis (Robineau-Desvoidy). – Pyrenäen (und andere südeuropäische Gebirge), Alpen, Mittelgebirge; NS, BY, NB / A, CH. – Normalerweise in Lagen zwischen 900 und 2000 m, vereinzelt aber auch in der norddeutschen Tiefebene. – E Juni bis E Sept., 1 Generation. – Selten (lokal häufig in wärmeren Teilen der Alpen). – Sichere Wirte nicht bekannt.

Nowickia ferox (Panzer). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Heidegebiete, Waldränder; im Gebirge bis 1500 m. – M Juni bis A Okt., 1 Generation. – Blütenbesucher; häufig. – *Apamea monoglypha* Hufn. (Noctuidae).

Nowickia marklini (Zetterstedt). – Skandinavische Gebirge, Alpen und höhere Mittelgebirge; BW (Schwarzwald), BY, NB (Erzgebirge) / A, CH. – Wiesen und Wälder in Lagen von 1000–2200 m. – M Juli bis A Sept., 1 Generation. – Meist selten. – Wirte unbekannt.

Nowickia reducta Mesnil. – Alpen, Pyrenäen; A, CH. – Wärmere Gebirgslagen von 1800–2900 m. – M Juli bis E Aug., 1 Generation. – Meist auf Berggipfeln; selten. – Wirte unbekannt.

Nowickia rondanii (Giglio-Tos). – Südeuropäische Gebirge, Alpen (bis Graubünden, Wallis). – Wärmere Gebirgslagen von 600–2000 m. – E April bis M Aug. (Südeuropa). – Meist in der Nähe von Gebirgsbächen; in Südeuropa lokal nicht selten. – *Euterpia laudeti* Boisd. (Noctuidae).

Nowickia strobeli (Rondani). – Alpen; BY / A, CH. – Lagen von 1500–2000 m. – E Juli bis E Aug., 1 Generation. – Auch auf Berggipfeln; sehr selten. – Wirte unbekannt.

Peleteria ferina (Zetterstedt). – Vereinzelte Fundorte in Europa bis Skandinavien; aus Mitteleuropa meist nur alte Belege: NB (Thüringen) / A. – Funddaten von M Juni bis M Aug. –

Selten. – *Hyphoraia aulica* L., vereinzelt auch *Arctia villica* L. und *Parasemia plantaginis* L. (Arctiidae).

Peleteria popeli (Portshinsky). – Vereinzelte Fundorte in Europa bis Südschweden; NW (Senne), BY, NB. – Sandgebiete bevorzugend, vor allem an den Ostseeküsten. – Funddaten von M Juli bis M Sept. – Sehr selten. – *Coscinia striata* L. (Arctiidae).

Peleteria prompta (Meigen). – Alpen; BY / A, CH. – Lagen von 1500–2900 m. – M Juni bis E Aug., 1 Generation. – Meist auf Berggipfeln zu finden und dort manchmal häufig. – Wirte unbekannt.

Peleteria rubescens (Robineau-Desvoidy) [*nigricornis* (Meigen)]. – Europa (vorwiegend Südeuropa) bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A. – Warmtrockene, offene Landschaften; in Mitteleuropa vorwiegend in Sandgebieten (in Südeuropa auch im Gebirge bis 2900 m). – M Mai bis E Sept., 2 Generationen. – In niederer Vegetation oder von Blüten zu käschern; lokal häufig. – Noctuidae der Gattungen *Agrotis* und *Euxoa*, nur vereinzelt von anderen Familien gemeldet.

Peleteria varia (Fabricius) [*pyrrhogaster* (Rondani)]. – Südeuropa bis Slowakei; A (Niederösterreich, Burgenland). – Warmtrockene, offene Landschaften. – Funddaten von M Juni bis M Sept. – In Mitteleuropa sehr selten (häufig in Südeuropa). – Wirte unbekannt.

Sarromyia nubigena Pokorny. – Zentralalpen, Pyrenäen; A (Ferwall). – Lagen oberhalb der Baumgrenze (2500–3000 m). – Juli. – Sehr selten. – *Oreopsyche leschenaulti* Staud. (Psychidae).

Germaria angustata (Zetterstedt). – Küsten von Nord- und Ostsee (selten im Binnenland); SH, NS. – Sanddünen. – Funddaten von E Mai bis M Aug. – Selten. – Wirte unbekannt.

Germaria ruficeps (Fallén). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Gebiete. – E Juni bis M Sept., wahrscheinlich nur 1 Generation. – Blütenbesucher; meist selten. – Wirte unbekannt.

6.3.2. Nemoraeini

Nemoraea pellucida (Meigen). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch.–2 Generationen: A Mai bis A Juli und (viel zahlreicher) M Juli bis A Okt. (vor allem Aug.). – Im wärmeren Mitteleuropa lokal häufig, im Norden selten. – Verschiedene Noctuidae und Arctiidae (besonders *Hyphantria cunea* Drur.), seltener auch einige Geometridae, Lymantriidae, Sphingidae und Notodontidae.

6.3.3. Linnaemyini

Linnaemya comta (Fallén) [*Linnaemyia*, *compta*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Wärmere, offene Gebiete bevorzugend. – Funddaten von E Mai bis M Sept. – In Mitteleuropa selten (häufiger in Südeuropa). – *Agrotis ypsilon* Hufn., *A. segetum* Schiff., *A. exclamationis* L., *Euxoa aquilina* Schiff. (Noctuidae).

Linnaemya fissiglobula Pandellé [*Linnaemyia*]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; BW (Oberrhein, Konstanz, Bonndorf), BY (Dachau) / A (Steiermark). – Gebüsch. – E Juni bis E Aug., 1 Generation. – Blütenbesucher; meist selten. – Wirte unbekannt.

Linnaemya frater (Rondani) [*Linnaemyia*]. – Südeuropa bis Wallis, Slowakei; A (Niederösterreich, Steiermark, Burgenland). – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch. – M Juli bis A Sept., 1 Generation. – In Österreich lokal nicht selten. – Wirte unbekannt.

Linnaemya haemorrhoidalis (Fallén) [*Linnaemyia*]. – Skandinavien, Pyrenäen, Alpen, Mittelgebirge; HE, BW, BY, NB / A, CH. – In der Waldzone, meist zwischen 500 und 1000 m. – A Juni bis M Sept., wahrscheinlich nur 1 Generation. – Nicht selten. – Wirte unbekannt.

Linnaemya helvetica Herting [*Linnaemyia*]. – Alpen, Pyrenäen und andere hohe südeuropäische Gebirge; A (Tirol), CH (Graubünden). – Wärmere Lagen, von den Tälern bis in 2000 m. – E Mai bis A Aug., 1 Generation. – Blütenbesucher; lokal häufig (vor allem in Südeuropa). – Wirte unbekannt.

Linnaemya impudica (Rondani) [*Linnaemyia*]. – Südeuropa bis Brandenburg; HE, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Gebiete.–2 Generationen: M Mai bis E Juni und (zahl-

reicher) M Juli bis E Sept. – In Mitteleuropa meist selten (häufiger in Südeuropa). – *Agrotis* spec. (Noctuidae).

Linnaemya media Zimin [*Linnaemyia*]. – Südeuropa bis Wallis, Slowakei; A (Niederösterreich, Burgenland). – Warmtrockene, offene Gebiete. – M Mai bis E Sept., 2 Generationen (Südeuropa). – Sehr selten (in Südeuropa lokal nicht selten). – In Japan gezogen aus *Leucoma candida* Staud. und *L. salicis* L. (Lymantriidae).

Linnaemya olsufjevi Zimin [*Linnaemyia*]. – Vereinzelte Fundorte in Europa bis Südschweden, St. Petersburg; NB (Sachsen-Anhalt) / A (Hausegg). – A Juli bis A Aug., 1 Generation. – Sehr selten (lokal nicht selten in Südeuropa). – *Leucoma salicis* L. (Lymantriidae).

Linnaemya perinealis Pandellé [*Linnaemyia*]. – Zentral- und Südalpen, Südnorwegen, St. Petersburg; im Gebiet noch kein Nachweis. – Von den Tälern bis 2000 m. – A Juli bis E Sept., 1 Generation. – Auf Blüten; selten. – Wirte unbekannt.

Linnaemya picta (Meigen) [*Linnaemyia*, *retroflexa* Pandellé]. – Europa bis Norddeutschland, St. Petersburg; NS, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Warme Waldränder, Gebüsch.–2 Generationen: M Mai bis A Juli und (zahlreicher) M Juli bis A Okt. (besonders Aug.). – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa oft sehr häufig, im Norden selten. – *Agrotis* spec., *Amathes c-nigrum* L., *Eurois prasina* F., *Mamestra brassicae* L. (Noctuidae).

Linnaemya rossica Zimin [*Linnaemyia*]. – Alpen, Mittelgebirge, Schottland, Schweden; BW, BY / A, CH. – In der Waldzone, meist zwischen 500 und 1000 m. – M Juli bis M Sept., 1 Generation. – Selten. – *Amathes agathina* Dup. (Noctuidae).

Linnaemya steini Jacentkovsky [*Linnaemyia*]. – Sehr vereinzelte Fundorte in Europa bis St. Petersburg; BY (Bad Kissingen). – Juli (soweit bekannt). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Linnaemya tessellans (Robineau-Desvoidy) [*Linnaemyia*, *pudica* (Rondani)]. – Europa bis Südengland (fehlend in Skandinavien, in Südeuropa selten); SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch, Wiesen.–2 Generationen: M Mai bis E Juni und (zahlreicher) M Juli bis M Sept. – Blütenbesucher; häufig. – *Amathes c-nigrum* L. (Noctuidae).

Linnaemya vulpina (Fallén) [*Linnaemyia*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Wärmere, offene Gebiete bevorzugend (Heiden, Wiesen). – A Juli bis M Sept., 1 Generation. – Im wärmeren Mitteleuropa nicht selten (häufig in Südeuropa). – *Lycophotia porphyrea* Schiff., seltener *Blepharita satura* Denis & Schiff., *Chilodes maritima* Tausch. und *Nonagria geminipuncta* Haw. (Noctuidae).

Linnaemya zachvatkini Zimin [*Linnaemyia*]. – Tessin, Ungarn; A (Graz). – Funddaten von E Mai bis E Okt. – Nur im Tessin lokal häufig, sonst sehr selten. – In Japan gezogen aus *Leucania separata* Walk. (Noctuidae).

Chrysosomopsis auratus (Fallén) [*Chrysocosmius*]. – Europa bis Finnland; HE, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch; in wärmeren Lagen der Alpen bis 1800 m. – A Juni bis A Sept. (besonders Juli), 1 Generation. – Selten (häufiger im Niederösterreich und wärmeren Lagen der Alpen). – *Mesoleuca alaudaria* Frey.; seltener *Eupithecia veratraria* H.-S. und *Horisme tersata* Denis & Schiff. (Geometridae).

Lydina aenea (Meigen). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch; in wärmeren Lagen der Alpen bis 2000 m.–2 deutlich getrennte, etwa gleichstarke Generationen: A Mai bis A Juli und E Juli bis A Okt. – In der Malaisefalle häufig, sonst eher selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Lypha dubia (Fallén). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, seltener auch Kiefern- und Lärchenwälder. – A April bis A Juni, vereinzelte Exemplare bis E Juni, 1 Generation. – Auf Blättern und an Baumstämmen; häufig, jahrweise sehr häufig. – *Operophthera brumata* L. (selten einige andere Geometridae) sowie verschiedene Tortricidae (vor allem *Zeiraphera diniana* Guen., *Rhyacionia buoliana* Schiff. und *Tortrix viridana* L.).

Lypha ruficauda (Zetterstedt). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien (vor allem Alpen, Nordeuropa); SH, NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Kühlfeuchte Gebiete bevorzugend; in den Alpen bis 1700 m. – M Juni bis E Aug., 1 Generation. – Selten. – *Hydriomena impluviata* Denis & Schiff. und *H. ruberata* Frey. (Geometridae).

Petagnia subpetiolata Rondani. – Südeuropa (vorwiegend Alpen) bis Wallis; A (Niederösterreich, Steiermark). – A Juli bis M Sept., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

6.3.4. Ernestiini

Ernestia argentifera (Meigen) [*Meriania*]. – Südeuropa, nur vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BY / A, CH. – M April bis E Mai, 1 Generation. – Sehr selten (auch in Südeuropa nicht häufig). – *Mesogona acetosellae* Denis & Schiff., *Orthosia cruda* Denis & Schiff., *O. miniosa* Denis & Schiff., *O. stabilis* Denis & Schiff., *Dryobotodes protea* Denis & Schiff. (Noctuidae).

Ernestia laevigata (Meigen) [*nielseni* (Villeneuve)]. – Gemäßigtes Europa bis Mittelschweden; SH, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder. – M April bis E Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; nicht selten. – Laubholzbewohnende Noctuidae (vor allem *Cosmia trapezina* L. und *Orthosia* spp.).

Ernestia puparum (Fabricius) [*Meriania*]. – Europa bis Südschweden; SH, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Warmtrockene Wälder. – E März bis E Mai, 1 Generation. – Auf Waldwegen oder an Baumstämmen sitzend; meist selten. – Wirte unbekannt.

Ernestia rudis (Fallén). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Kiefernwälder. – A Mai bis M Juli, 1 Generation. – Auf Blättern; häufig. – *Panolis flammea* Denis & Schiff., *Orthosia* spp. und einige andere Noctuidae.

Ernestia vagans (Meigen). – Europa bis Nordschweden; NW, HE, BW, NB / A, CH. – Laubwälder. – E April bis E Juni, 1 Generation. – Auf Blättern; meist selten. – *Polyploca flavicornis* L. und *P. ridens* F. (Thyatiridae).

Appendicia truncata (Zetterstedt) [*Ernestia*]. – Nördliches Mitteleuropa und Nordeuropa; SH, NS, NW, NB. – Grasreiche Kiefernwaldränder. – A Mai bis M Juni, 1 Generation. – In der Gras- und Krautschicht; lokal nicht selten. – *Cerapteryx graminis* L. (Noctuidae).

Fausta nemorum (Meigen) [*Ernestia*]. – Europa bis England, Nordpolen; BW, BY, NB / A, CH. – Wälder, Gebüsch. – Funddaten von M Mai bis A Aug (vor allem Mai/Juni). – Selten (häufiger in Südeuropa). – Sichere Wirte nicht bekannt.

Eurithia anthophila (Robineau-Desvoidy) [*Eurythia*, *Ernestia*, *radicum* (Fabricius)]. – Europa bis Skandinavien (in Südeuropa selten); SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Gebüsch, Waldränder. – M Juli bis M Sept., 1 Generation. – Blütenbesucher; häufig. – *Spilosoma lutea* Hufn., *S. menthastri* Esper (Arctiidae); gemeldet auch aus *Ptilodon capucina* L. (Notodontidae), *Mamestra oleracea* L. und *M. persicariae* L. (Noctuidae).

Eurithia caesia (Fallén) [*Eurythia*, *Ernestia*]. – Europa bis Skandinavien; SH, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Feuchtkühlere Gebiete (Gebirge) bevorzugend. – Funddaten von A Juni bis E Sept. – Meist selten (häufiger in den Alpen und den Pyrenäen). – *Hadena* spp., einmal auch aus *Noctua pronuba* L. (Noctuidae).

Eurithia connivens (Zetterstedt) [*Eurythia*, *Ernestia*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Mäßig feuchte bis trockene Wiesen, Waldränder. – A Juli bis M Sept., 1 Generation. – Blütenbesucher; nicht selten. – *Euplexia lucipara* L. (Noctuidae).

Eurithia consobrina (Meigen) [*Eurythia*, *Ernestia*]. – Europa bis Skandinavien (in Südeuropa selten); SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Waldränder.–2 Generationen: M Mai bis A Juli und (zahlreicher) M Juli bis E Sept. – Meist auf Blüten; nicht selten. – *Mamestra* spp. (besonders *M. brassicae* L.), nur vereinzelt andere Noctuidae gemeldet.

Eurithia gemina Mesnil [*Eurythia*]. – Alpen; BY (Allgäu). – In der Baumzone von etwa 1500–2000 m. – M Juni bis E Aug., 1 Generation. – Auf Blüten; sehr selten. – Wirte unbekannt.

Eurithia incongruens Herting. – Alpen; BW (Kaiserstuhl). – E Mai bis A Aug., wahrscheinlich 1 Generation. – Auf Blüten oder Blättern; lokal nicht selten (Kaiserstuhl). – Wirte unbekannt.

Eurithia indigens (Pandellé) [*monticola* Mesnil]. – Pyrenäen, Alpen (Hautes-Alpes, Wallis). – E Juli bis A Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Eurithia intermedia (Zetterstedt) [*Eurythia*, *Ernestia*, *conjugata* (Zetterstedt)]. – Europa bis Skandinavien; NB (Brandenburg). – Trockenwarme Gebiete. – E April bis M Juni, 1 Generation. – Auf *Euphorbia*-Blüten; selten. – Wirte unbekannt.

Eurithia suspecta (Pandellé) [*Eurythia*]. – Zentralalpen, Pyrenäen; A, CH. – Wiesen und Waldränder von 1200–2000 m. – A Juli bis E Aug., 1 Generation. – Blütenbesucher; in wärmeren Lagen der Alpen nicht selten. – Wirte unbekannt.

Eurithia vivida (Zetterstedt) [*Eurythia*, *Ernestia*]. – Europa bis Skandinavien; NW, BW, BY / A, CH. – Gebirgslagen bis 2000 m, selten auch in der Ebene. – M Mai bis A Sept., zumindest im Gebirge nur 1 Generation. – Im Gebirge und in Nordskandinavien nicht selten. – Gemeldet aus *Orthosia opima* Hueb. und *Lithophane lambda* F. (Noctuidae).

Emporomyia kaufmanni Brauer & Bergenstamm. – Zentralalpen; A, CH. – M Juli bis E Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Hyalurgus crucigera (Zetterstedt) [*cruciger*]. – Skandinavische Gebirge, Alpen, Pyrenäen; A, CH. – Lagen zwischen 1200 und 2000 m. – E Juni bis E Aug., 1 Generation. – Blütenbesucher; meist selten. – *Pristiphora laricis* Hart. und andere Arten der Gattung *Pristiphora*, *Pachynematus imperfectus* Zadd., *Anoplonyx ovatus* Zadd., *A. duplex* Lep., *Hemichroa crocea* Geoffr., *Nematus melanaspis* Hart., *N. umbratus* Thoms. (Tenthredinidae).

Hyalurgus lucidus (Meigen). – Europa bis Skandinavien; HE (Bad Wildungen), RP (Eifel), BW (Schwarzwald), BY / A, CH. – Waldzone im Gebirge von 600 bis 2000 m. – A Juli bis E Aug., 1 Generation. – Blütenbesucher; in den Alpen und in Nordeuropa lokal nicht selten, sonst selten. – Tenthredinidae der Gattungen *Pristiphora*, *Nematus*, *Croesus*, *Hemichroa* und *Trichiocampus*.

Hyalurgus tomostethi Cepelk. – Tschechische Republik (Mähren), CH (Tessin); im Gebiet noch kein Nachweis. – A April bis E Mai, 1 Generation. – Sehr selten. – *Tomostethus nigritus* F. (Tenthredinidae).

Gymnocheta magna Zimin [*Gymnochaeta*]. – Nur sehr vereinzelte Funde in Europa; BY (Dachauer und Murnauer Moos) / CH (Jura, Étang de Gruère). – Moorgebiete. – A Mai bis E Juni, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Gymnocheta viridis (Fallén) [*Gymnochaeta*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Wiesen. – M März bis E Juni (besonders M April bis M Mai), 1 Generation. – Im trockenen Gras oder an Baumstämmen; meist häufig. – *Photedes minima* Haw., *P. pygmina* Haw. und *Apamea secalis* L. (Noctuidae); vielleicht auch *Scotopteryx chenopodiata* L. (Geometridae).

Zophomyia temula (Scopoli). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Ruderalflächen, Waldränder. – E April bis M Aug. (vor allem Mai/Juni), wahrscheinlich nur 1 Generation. – Blütenbesucher; meist häufig. – Wirte unbekannt.

Cleonice callida (Meigen) [*Steiniella*]. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, NB / A. – Lichte Wälder, Gebüsch. – A Mai bis M Juli, 1 Generation. – Auf Blättern; selten. – *Melasoma populi* L., seltener *M. saliceti* Weise und *M. vigintipuncatata* Scop. (Chrysomelidae).

Cleonice nitidiuscula (Zetterstedt). – Nordskandinavien, St. Petersburg, Tschechische Republik. – Feuchtkühle Gebiete, Moore. – Juni/Juli. – Sehr selten. – *Melasoma saliceti* Weise (Chrysomelidae).

Loewia adjuncta Herting. – Vereinzelte Fundorte im wärmeren Europa; A (Steiermark, Niederösterreich), CH (Jura). – Gebirge bevorzugend. – A Juli bis E Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Loewia foeda (Meigen). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Wälder, Gebüsch, Wiesen. – E Juni bis E Aug., 1 Generation. – In der Malaisefalle nicht selten, sonst selten. – *Lithobius* spec. (Lithobiidae).

Loewia nudigena Mesnil. – Alpen, Pyrenäen; RP (Altenahr) / CH (Jura). – Funddaten von E Juni bis E Sept. – In der Malaisefalle oder auf Blüten; lokal häufig (Schweizer Jura, Alpen), sonst sehr selten. – Wirte unbekannt.

Loewia phaeoptera (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch, Wiesen. – E Mai bis E Aug. (besonders Juli/Aug.), wahrscheinlich 1 Generation. – Nicht selten. – Wirte unbekannt.

Loewia piligena Mesnil. – A (Kärnten, Steiermark, Burgenland). – Funddaten von E Juli bis M Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Loewia submetallica (Macquart) [*piliceps* Mesnil]. – Europa bis Südschweden; NS, RP, BW, BY / A, CH. – Trockenhänge, trockenwarme Waldränder, Gebüsch. – A Juni bis M Aug., 1 Generation. – Selten (häufiger in Südeuropa). – Wirte unbekannt.

Synactia parvula (Rondani). – Wärmeres Mitteleuropa und Südeuropa; NS, NW, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Trockenhänge. – M Juli bis A Sept., 1 Generation. – Vorwiegend in der Malaisefalle oder auf Blüten; nicht selten. – Wirte unbekannt.

Eloceria delecta (Meigen) [*Helocera*]. – Europa bis Skandinavien; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch. – E Mai bis E Sept. (besonders Juli/Aug.), möglicherweise nur 1 Generation (?). – In der Malaisefalle häufig, sonst eher selten. – *Lithobius forficatus* L., *L.* spec. (Lithobiidae).

6.3.5. Brachymerini

Pseudopachystylum gonioides (Zetterstedt). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldgebiete (vor allem Nadelwälder der Mittelgebirge). – Funddaten von M Mai bis A Aug. (2 Generationen?). – Selten. – *Acantholyda posticalis* Mats., *A. erythrocephala* L., *Cephalcia* spec. (Pamphiliidae).

6.3.6. Pelatachinini

Pelatachina tibialis (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder.–1 Generation von E April bis A Juli (besonders Mai); einzelne Exemplare von E Juli bis E Aug. dürften zu einer unvollständigen 2. Generation gehören. – Auf Blättern; häufig. – *Aglais urticae* L., *Inachis io* L., *Nymphalis antiopa* L., *N. polychloros* L., *Vanessa atalanta* L., *V. indica* Herbst (Nymphalidae); nur vereinzelt auch aus einigen Noctuidae gemeldet.

6.3.7. Macquartiini

Macquartia chalconota (Meigen). – Europa bis Südschweden, St. Petersburg; NW, BW, BY, NB / A. – Trockenwarme Gebiete bevorzugend. – E Mai bis M Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – In niederer Vegetation; selten (häufiger in Südeuropa). – Gemeldet aus *Chrysolina americana* L. (Chrysomelidae).

Macquartia dispar (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch.–1 starke Generation von E April bis A Juni, einzelne Exemplare folgender Generation(en) bis M Okt. – Auf Blättern; lokal und jahrweise häufig. – Gemeldet aus *Chrysolina americana* L., *C. sanguinolenta* L. und *Timarcha normanna* Reiche (Chrysomelidae).

Macquartia grisea (Fallén). – Europa bis Mittelschweden; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder. – E April bis A Okt. (vor allem Mai und Juli/Aug.), wenigstens 2 Generationen. – Auf Blättern; häufig. – *Chrysolina fastuosa* Scop., *C. oricalcia* Muell., *C. sanguinolenta* L. (Chrysomelidae).

Macquartia macularis Villeneuve. – Vereinzelte Funde in Südeuropa bis Wallis, Tschechische Republik. – Juli. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Macquartia nudigena Mesnil. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; RP, BW, NB / CH. – E April bis E Juni, 1 Generation. – Selten. – Wirte unbekannt.

Macquartia praefica (Meigen) [*Bebricia*]. – Europa bis Südengland; NW, HE, RP, BW, BY / A. – Trockenwarme Waldränder, Wiesen.–1 Generation von A Juni bis E Juli; einzelne Exemplare im Aug./Sept. dürften zu einer unvollständigen 2. Generation gehören. – Auf Blüten oder im Gras; im wärmeren Mitteleuropa nicht selten (häufiger in Südeuropa). – Nur eine alte, zweifelhafte Angabe aus *Chrysolina varians* Schall. (Chrysomelidae).

Macquartia pubiceps (Zetterstedt) [*nubilis* (Rondani)]. – Europa bis Skandinavien; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch. – E April bis E Okt., wenigstens 2 Generationen. – In niederer Vegetation; nicht selten. – Wirte unbekannt.

Macquartia tenebricosa (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Wiesen. – M April bis A Okt., mehrere Generationen. – In niederer Vegetation; häufig. – *Chrysolina* spp. (besonders *C. varians* Schall.) (Chrysomelidae).

Macquartia tessellum (Meigen) [*brevicornis* (Macquart)]. – Südeuropa, nur sehr vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BW (Konstanz) / CH (Jura). – Trockene, offene Landschaften bevorzugend. – Funddaten von E Mai bis M Sept. – In der niederen Vegetation oder auf Steinen; sehr selten (in Südeuropa häufig). – Chrysomelidae (*Chrysolina*, *Phytodecta*, *Colaphellus*, *Entomoscelis*).

Macquartia viridana Robineau-Desvoidy [*flavipes* (Meigen)]. – Europa bis Südengland; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen, Gebüsch. – A April bis E Juni, 1 Generation. – Im Gras zu käschern; im wärmeren Mitteleuropa nicht selten. – Gemeldet aus *Colaphellus sophiae* Schall. (Chrysomelidae).

Macroprosopa atrata (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch.–2 Generationen: M Mai bis A Juli und (zahlreicher) M Juli bis M Okt. (vor allem Aug./Sept.). – Selten. – Wirte unbekannt.

Anthomyiopsis nigrisquamata (Zetterstedt). – Vereinzelte Fundorte in Europa bis Nordskandinavien; BW, BY / A, CH. – Funddaten von M Juni bis E Aug. – Sehr selten (eher in Nordeuropa vorkommend). – *Phyllodecta vitellinae* L., vielleicht auch *Colaspidema atra* Oliv. (Chrysomelidae).

Anthomyiopsis plagioderae Mesnil. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; NW (Köln, Duisburg), BW. – Juni (soweit bekannt). – Im Freiland sehr selten, eher aus den Wirten zu ziehen. – *Plagiodera versicolora* Laich., nur einmal auch aus *Phyllodecta vitellinae* L. (an *Salix*) (Chrysomelidae).

6.3.8. Triarthriini

Triarthria setipennis (Fallén) [*Digonochaeta*, *spinipennis* (Meigen)]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch. – E April bis E Sept. (vor allem Mai/Juni), 2 Generationen (in sehr warmen Gebieten auch eine partielle 3. Generation). – In der Malaisefalle sehr häufig, sonst eher selten. – *Forficula auricularia* L., seltener *F. decipiens* Gené und *Chelidura albipennis* Charp. (Forficulidae).

Trichactia pictiventris (Zetterstedt). – Vereinzelte Fundorte in Europa bis Südschweden; HE (Kassel; alter Fund) / A (Niederösterreich, Steiermark), CH (Jura, Vaud). – Gebirge bevorzugend. – M Juni bis E Aug., 1 Generation. – Selten. – Wirte unbekannt.

6.3.9. Neaerini

Neaera laticornis (Meigen). – Vereinzelte Fundorte in Europa bis St. Petersburg; im Gebiet noch kein Nachweis. – Funddaten von M Juni bis A Sept., wahrscheinlich nur 1 Generation. – Sehr selten (häufiger in Südengland). – *Eucosma fulvana* Steph. (Tortricidae), *Platyedra malvella* Hueb. (Gelechiidae).

Elfia bohemica (Kramer) [*Craspedothrix*]. – Nordeuropa, Alpen und Mittelgebirge; NB / CH. – Boreomontane Nadelwälder bevorzugend. – Funddaten von E Mai bis A Aug. – Sehr selten. – Gezogen aus *Zeiraphera diniana* Guen., eine weitere Meldung aus *Cydia pactolana* Zell. (Tortricidae).

Elfia cingulata (Robineau-Desvoidy) [*Craspedothrix*, *zonella* (Zetterstedt) bei Herting (1960)]. – Europa bis Skandinavien; NW, RP, BW / A, CH. – Wälder. – A Mai bis M Okt. (besonders Aug.). – In der Malaisefalle nicht selten und auch aus den Wirten nicht selten zu erhalten, sonst kaum zu finden. – Microlepidoptera an Baumschwämmen oder faulem Holz, vor allem *Nemapogon* spp. (Tineidae), aber auch Oecophoridae, Gelechiidae, Tortricidae und Psychidae.

Elfia minutissima (Zetterstedt). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NW, RP, BW / A, CH. – Gebüsch, Waldränder. – E Mai bis M Sept. – In der Malaisefalle nicht selten. – Wirte unbekannt.

Elfia nigroaenea Herting [*Craspedothrix*, *vivipara* (Brauer & Bergenstamm) bei Herting (1960)]. – Vereinzelte Fundorte in Mittel- und Nordeuropa; BW (Umgebung Biberach/Riß, Schwarzwald) / A (Steiermark). – Funddaten von E Mai bis A Aug. – Sehr selten. – *Cydia pactolana* Zell., *C. zebeana* Ratz. (Tortricidae).

Elfia riedeli (Villeneuve). – Polen (Schlesien), Schweden. – Funddaten von E Juni bis A Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Elfia zonella (Zetterstedt) [*Craspedothrix*]. – Gemäßigtes Europa bis Schweden; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch.–2 Generationen: M Mai bis E Juni und (viel zahlreicher) A Juli bis E Sept. – In der Malaisefalle oft häufig, sonst selten. – Wirte unbekannt; die Angabe *Oecophora bractella* L. (Oecophoridae) bei Andersen (1988) ist irrig und bezieht sich auf *Elfia cingulata*.

Gwenda canella (Herting) [*Elfia*]. – Polen; CH (Graubünden). – Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Phytomyptera vaccinii Sintenis [*gracilariae* (Hering)]. – Vereinzelte Funde in Europa; BW (Stuttgart) / CH (Jura, St. Gallen). – Funddaten von E Mai bis A Aug. – Sehr selten. – *Caloptilia elongella* L., *C. roscipenella* Hueb., *C. semifascia* Haw. (Gracilariidae), *Epinotia tedella* Cl. (Tortricidae).

Phytomyptera nigrina (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NW, BW, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder, Obstanlagen. – A Mai bis E Sept. – Im Freiland selten, häufiger aus den Wirten zu ziehen. – Zahlreiche Microlepidoptera (Tortricidae, Pterophoridae, Gelechiidae, Plutellidae, Cochylidae u. a.).

Graphogaster brunnescens Villeneuve. – Gemäßigtes Europa bis Nordschweden; SH, NS, NW, BW, NB. – E Juni bis A Sept., wahrscheinlich 1 Generation. – Selten. – *Acleris ferrugana* Denis & Schiff., *Epinotia proximana* H. S., *Petrova resinella* L. (Tortricidae), *Teleiodes notatella* Hueb. (Gelechiidae), *Leucoptera laburnella* Staint. (Lyonetiidae).

Graphogaster buccata Herting. – Alpen (Hautes-Alpes, Wallis, Stilfser Joch), Finnland. – Juli/Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Graphogaster dispar (Brauer & Bergenstamm) [*Anurogyna*]. – Alpen, Pyrenäen, Skandinavien; A (Oetztaler Alpen), CH (Engadin). – Lagen im Bereich der Baumgrenze. – E Juni bis A Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Graphogaster nigrescens Herting. – NB (Sachsen-Anhalt) / A (Burgenland). – M April bis M Mai, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Ancistrophora mikii Schiner [*miki*]. – Zentralalpen; CH (Engadin, Berner Oberland). – Hochlagen oberhalb der Baumgrenze. – A Juli bis M Aug., 1 Generation. – Auf Steinen und Geröll, lokal nicht selten. – Wirte unbekannt.

6.3.10. Siphonini

Goniocera schistacea Brauer & Bergenstamm. – Verstreute Fundorte in Europa bis Südschweden; NS, NB. – Funddaten von M Mai bis M Juni. – Sehr selten. – *Malacosoma castrensis* L. (Lasiocampidae).

Goniocera versicolor (Fallén). – Europa bis Südschweden; NW (Krefeld-Uerdingen), NB (Sachsen). – A Mai bis A Juni, vereinzelte Exemplare auch Juli/Aug. – Selten. – *Malacosoma neustria* L., eine Angabe auch aus *M. castrensis* L. (Lasiocampidae).

Entomophaga exoleta (Meigen) [*Actia*]. – Südfrankreich, Ungarn, Slowakei, Südengland. – April/Mai. – Sehr selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Entomophaga nigrohalterata (Villeneuve) [*Ceromyia*]. – Gemäßigtes Europa bis Südschweden; NW, RP, BW, BY, NB / CH. – Laubwälder. – M April bis A Juni, 1 Generation. – In der Malaisefalle lokal nicht selten, sonst sehr selten. – *Ypsolopha alpella* Schiff., *Y. costella* F., *Y. ustella* Cl. (Plutellidae).

Ceromya bicolor (Meigen) [*Actia*, *Ceromyia*]. – Europa bis Skandinavien; RP, BW, BY, NB / A. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch. – M Mai bis M Juli, 1 Generation. – Selten. – *Lasiocampa quercus* L., seltener *Lasiocampa trifolii* Esp., *Eriogaster lanestris* L., *E. rimicola* Hueb. und *Gastropacha quercifolia* L. (Lasiocampidae), einmal auch aus *Phragmatobia fuliginosa* L. (Arctiidae).

Ceromya dorsigera Herting [*Ceromyia*]. – Nordspanien, Tessin; BW (Oberrhein). – Trockenwarme Gebiete. – Funddaten von E Juni bis E Aug. – Selten. – Wirte unbekannt.

Ceromya flaviceps (Ratzeburg) [*Ceromyia*]. – Wenige Fundorte in Mittel- und Nordeuropa; RP (Speyer), NB (Genthin, Berlin, Thüringen) / CH (Jura). – M April bis A Juni, 1 Generation. – Selten. – Gemeldet aus *Dendrolimus pini* L. (Lasiocampidae).

Ceromya flaviseta (Villeneuve) [*Ceromyia*]. – Verstreut in Mitteleuropa; RP, BW, NB / CH. – Waldränder. – A Mai bis E Juni, 1 Generation; 1 Exemplar M Aug. (= partielle 2. Generation?). – Selten. – Wirte unbekannt.

Ceromya monstrosicornis (Stein) [*Ceromyia*]. – Südengland, Slowakei; NB (Mecklenburg). – A Mai bis M Juni, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Ceromya silacea (Meigen) [*Actia*, *Ceromyia*]. – Europa bis Skandinavien; NW, RP, BW, BY, NB / A. – Gebüsch, Waldränder. – Funddaten von E Mai bis E Aug. (besonders

Juli/Aug.). – In der Malaisefalle oder auf Blättern; lokal nicht selten. – *Lithacodia pygarga* Hufn. (Noctuidae).

Actia crassicornis (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Gebiete bevorzugend. – A Mai bis A Sept. (besonders Juli/Aug.). – Lokal nicht selten (häufiger in Südeuropa). – *Depressaria* spp. (Oecophoridae); sehr selten auch Tortricidae.

Actia dubitata Herting. – Verstreute Fundorte in Europa; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder. – M Mai bis E Sept. (besonders Juli/Aug.). – In der Malaisefalle nicht selten. – *Depressaria* spp. (Oecophoridae).

Actia infantula (Zetterstedt). – Europa bis Mittelschweden; NW, RP, BW / A, CH. – Trockenwarme Waldränder. – A Juni bis E Sept. – In der Malaisefalle nicht selten. – *Monopis rusticella* Cl. (Tineidae).

Actia lamia (Meigen) [*frontalis* (Macquart)]. – Europa bis Skandinavien (selten in Südeuropa); NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Wiesen. – A April bis E Sept. (von Mai bis Aug. ohne erkennbares Maximum), wenigstens 2 Generationen. – In der Malaisefalle sehr häufig. – *Epiblema scutulana* Denis & Schiff. (Tortricidae).

Actia maksymovi Mesnil. – Alpen, höhere Mittelgebirge, Skandinavien; BW (Schwarzwald) / A, CH. – Nadelwälder. – M Mai bis A Okt., wenigstens 2 Generationen. – In der Malaisefalle nicht selten. – Tortricidae (vorwiegend an *Larix*, aber auch an *Abies* und *Picea*).

Actia nigroscutellata Lundbeck. – Nordeuropa und kühleres Mitteleuropa; BW. – Funddaten von A Juli bis E Aug. – Sehr selten. – *Rhopobota ustomaculana* Curt., *Cydia servillana* Dup., *Olethreutes* spec. (Tortricidae), *Elachista megerleella* Hueb. (Elachistidae).

Actia nudibasis Stein. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, BW, NB / CH. – Kiefernwälder.–2 Generationen: A Mai bis M Juni und M Juli bis E Aug. – Regelmäßig und meist nicht selten aus den Wirten zu ziehen; im Freiland selten. – Microlepidoptera an *Pinus*: *Rhyacionia buoliana* Schiff. und *Petrova resinella* L. (Tortricidae), seltener *Dioryctria mutatella* Fuchs, *D. splendidella* H.-S. (Pyralidae) und *Exoteleia dodecella* L. (Gelechiidae).

Actia pilipennis (Fallén). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Gebüsch. – A Mai bis E Sept., wenigstens 2 Generationen. – Auf Blättern oder in der Malaisefalle; nicht selten. – Zahlreiche Tortricidae (besonders *Tortrix*), seltener einige andere Microlepidoptera.

Peribaea apicalis Robineau-Desvoidy [*Strobliomyia*]. – Europa bis Norddeutschland; NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder, Gebüsch.–2 Generationen: A Mai bis A Juli und M Juli bis M Sept. – Auf Blüten oder in der Malaisefalle; im wärmeren Mitteleuropa nicht selten (häufiger in Südeuropa). – Verschiedene Geometridae (*Ematurga*, *Ennomos*, *Erannis*, *Alsophila*, *Apocheima*).

Peribaea fissicornis (Strobl) [*Strobliomyia*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NW, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder bevorzugend. – M April bis E Sept., mehrere Generationen. – In der Malaisefalle oder auf Blättern; nicht selten. – Verschiedene Geometridae.

Peribaea tibialis (Robineau-Desvoidy) [*Strobliomyia*]. – Europa bis Norddeutschland; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Gebüsch, trockenwarme Waldränder.–2 Generationen: A Mai bis E Juni und (zahlreicher) A Juli bis A Okt. – In der Malaisefalle oder in niederer Vegetation zu käschern; im wärmeren Mitteleuropa (und in Südeuropa) sehr häufig. – Diverse Noctuidae, seltener einige andere Macrolepidoptera; die meisten Angaben aus Geometridae müssen noch bestätigt werden, da sie sich möglicherweise zu einem großen Teil auf *P. apicalis* beziehen.

Ceranthia abdominalis (Robineau-Desvoidy) [*anomala* (Zetterstedt)]. – Europa bis Skandinavien (in Südeuropa selten); NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Warmtrockene Gebiete. – A Juni bis M Sept. (vor allem Aug.). – Blütenbesucher; nicht selten. – *Cosymbia* spp., einmal auch aus *Thera variata* Denis & Schiff. (Geometridae).

Ceranthia brunnescens (Villeneuve) [*Asiphona*]. – Mitteleuropa; NW, RP, BW, BY, NB / CH. – Waldränder.–1 Generation von M April bis E Mai, vereinzelte Exemplare auch im Juli (unvollständige 2. Generation?). – In der Malaisefalle lokal nicht selten, ohne diese Fangmethode praktisch nicht zu finden. – Wirte unbekannt.

Ceranthia lichtwardtiana (Villeneuve). – Verstreute Funde in Europa bis England; NB (Potsdam) / A (Niederösterreich). – Funddaten von M Juni bis A Sept. – Sehr selten. – *Eupithecia* spp., *Acasis viretata* Hueb. (Geometridae), *Oxyptilus pilosellae* Zell. (Pterophoridae).

Ceranthia pallida Herting. – A (Steiermark, Niederösterreich). – Aug. (soweit bekannt). – Sehr selten. – *Eupithecia denotata* Hueb. (Geometridae).

Ceranthia samarensis (Villeneuve) [*Asiphona*]. – Verstreute Funde in Europa bis Südschweden; HE, BW / A. – Warme Laubwälder. – Funddaten von A Juni bis A Sept. – Selten. – *Lymantria dispar* L., *Orgyia recens* Hueb. (Lymantriidae).

Ceranthia siphonoides (Strobl) [*Asiphona*]. – Mitteleuropa; NS, NW, BY, NB / A, CH. – Gebirge bevorzugend (Alpen und Mittelgebirge), seltener in der Ebene. – M Juli bis E Aug., 1 Generation. – Selten. – *Ecliptopera silaceata* Denis & Schiff., *Xanthorrhoe biriviata* Borkh., *Cabera pusaria* L. (Geometridae).

Ceranthia starkei (Mesnil) [*Asiphona*]. – Mitteleuropa; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Waldränder. – A Mai bis E Juni, 1 Generation. – In der Malaisefalle lokal nicht selten. – Wirte unbekannt.

Ceranthia tenuipalpis (Villeneuve). – Sehr vereinzelte Fundorte in Mittel- und Nordeuropa; NB (Berlin). – Juni/Juli. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Ceranthia tristella Herting. – Alpen, Schweden; A, CH. – Funddaten von A Juni bis A Aug. – Sehr selten. – *Eupithecia silenata* Assm., *E. undata* Frey. (Geometridae).

Ceranthia verralli (Wainwright). – Alpen, Nordeuropa; A (Kärnten). – Funddaten von M Juli bis M Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Siphona boreata Mesnil. – Nordeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; NW, BW, BY, NB / A. – A Mai bis M Sept. – Selten. – Wirte unbekannt.

Siphona collini Mesnil. – Europa bis Skandinavien; NW, HE, BW, NB / A, CH. – Trokkenwarme Gebiete bevorzugend. – M April bis E Sept. – Nicht selten. – *Agrotis segetum* Schiff., *Euxoa obelisca* Schiff., *E. tritici* L., *Ochropleura candelisequa* Schiff., *Cerapteryx graminis* L. (Noctuidae).

Siphona confusa Mesnil. – Europa bis Skandinavien; NS, BW, NB / A, CH. – E April bis M Juli, wahrscheinlich nur 1 Generation. – Selten. – *Leucania litoralis* Curt., *Phlogophora meticulosa* L. (Noctuidae), *Oporinia autumnata* Borkh. (Geometridae).

Siphona cristata (Fabricius). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A. – M Mai bis M Okt. (besonders Aug.). – Nicht selten. – Verschiedene Noctuidae (vor allem *Mamestra*).

Siphona flavifrons Staeger. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder. – E Mai bis M Okt. (vor allem Juli/Aug.). – In der Malaisefalle oder auf Blüten; häufig. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Siphona geniculata (DeGeer). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Feuchte Wiesen, Auewälder. – A Mai bis E Okt. (besonders Aug./Sept.), mehrere Generationen. – Von Blüten oder im Gras zu käschern; sehr häufig. – *Tipula* spp. (Tipulidae).

Siphona grandistylum Pandellé. – Alpen, Pyrenäen, Norwegen; A (Tirol), CH (Jura). – E Juni bis A Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Siphona hungarica Andersen. – Ungarn; BW (Sandhausen), NB (Sachsen-Anhalt) / A (Burgenland). – M April bis A Juni, 1 Generation. – In Mitteleuropa selten. – Wirte unbekannt.

Siphona ingerae Andersen. – Dänemark, England, Schweden; NB. – E März bis E Mai, 1 Generation. – Selten. – Wirte unbekannt.

Siphona maculata Staeger. – Mittel- und Nordeuropa; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder. – A April bis M Juni, 1 Generation. – Häufig. – *Euxoa obelisca* Schiff. (Noctuidae).

Siphona martini Andersen. – Schweden. – A Juli bis A Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Siphona mesnili Andersen. – Nordeuropa, Alpen; NB. – A April bis E Juni, 1 Generation. – In Nordeuropa nicht selten. – Wirte unbekannt.

Siphona nigricans (Villeneuve) [*hokkaidensis* Mesnil, *silvarum* Herting]. – Europa bis Skandinavien; BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder. – M Mai bis E Sept. – Meist in der Malaisefalle; lokal nicht selten. – *Tipula irrorata* Macq. (Tipulidae).

Siphona paludosa Mesnil. – Nord- und Mitteleuropa; NS, NW, HE, BW, BY / A. – E Mai bis E Aug. – Selten. – Wirte unbekannt.

Siphona pauciseta Rondani [*delicatula* Mesnil]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Waldränder, Obstanlagen. – E April bis A Okt., meh-

rere Generationen. – In der Malaisefalle lokal sehr häufig, sonst selten. – Aus Großbritannien eine Meldung aus *Polyploca flavicornis* L. (Thyatiridae).

Siphona rossica Mesnil. – Europa bis Schweden; NW, BW, NB / A. – M Mai bis M Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Siphona setosa Mesnil. – Verstreut in Europa bis Skandinavien; NS, NW, NB / A. – E Juli bis E Sept., wahrscheinlich 1 Generation – Selten. – *Meganephria oxyacanthae* L. (Noctuidae), *Eupithecia succenturiata* L. (Geometridae).

Siphona variata Andersen. – Dänemark. – Juni/Juli. – Sehr selten. – *Leucania litoralis* Curt. (Noctuidae).

6.3.11. Leskiini

Aphria latifrons Villeneuve. – Südeuropa bis Ostfrankreich, Wallis. – Warme Gebirgstäler. – E Mai bis M Sept. (Südeuropa). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Aphria longilingua Rondani. – Europa bis Norddeutschland; NS, NW, NB. – Trockenwarme Gebiete. – A Juni bis E Aug., 1 Generation. – In Mitteleuropa sehr selten (häufiger in südeuropäischen Gebirgen). – Wirte unbekannt.

Aphria longirostris (Meigen). – Europa bis Skandinavien; HE, BY, NB / CH. – Trockenwarme Gebiete. – M Mai bis M Sept. – Selten (häufiger in südeuropäischen Gebirgen). – *Nephopteryx hostilis* Steph., *N. rhenella* Zinck. (Pyralidae).

Aphria xyphias Pandellé. – Südeuropa; A (Hainburg). – Funddaten von A Juni bis M Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Demoticus amorphus Villeneuve. – Vereinzelt in Europa; BY (Nordbayern) / CH (Jura). – A Juni bis E Juni, ein Fund E Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Demoticus plebejus (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Gebiete. – M Juni bis E Sept. (1 Generation?). – Blütenbesucher; nicht selten. – Wirte unbekannt.

Bithia acanthophora (Rondani). – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; RP (Schloßböckelheim), BY (Taubertal). – A Juni bis E Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Bithia demotica (Egger). – Südeuropa bis Wallis; A (Niederösterreich, Burgenland). – A Juni bis A Sept. – Sehr selten (häufiger in südeuropäischen Gebirgen). – Wirte unbekannt.

Bithia geniculata (Zetterstedt) [*Rhinotachina*]. – Nördliches Mitteleuropa bis Skandinavien; NB (Brandenburg). – Sandgebiete. – Funddaten: Juni und E Aug. bis A Okt. – Selten. – *Eucosma messingiana* Fisch. (Tortricidae).

Bithia glirina (Rondani) [*Rhinotachina*]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; BW, BY, NB / A. – Trockenwarme Gebiete. – M Juni bis A Aug., 1 Generation. – Sehr selten. – *Chamaesphecia* spp. (Sesiidae).

Bithia immaculata (Herting). – Südeuropa bis Slowakei; im Gebiet noch kein Nachweis. – A Juni bis M Juli. – In Südeuropa nicht selten. – Wirte unbekannt.

Bithia jacentkovskyi (Villeneuve). – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; RP (Boppard) / A (Burgenland). – A Juli bis M Sept. – Sehr selten. – *Euzophera cinerosella* Zell. (Pyralidae).

Bithia modesta (Meigen) [*Rhinotachina*]. – Südeuropa bis Wallis, auch aus Südengland gemeldet; im Gebiet noch kein Nachweis. – M Mai bis E Juli, vereinzelt auch Aug./Sept. (Südeuropa). – Blütenbesucher; in Südeuropa häufig. – *Bembecia* spp. (Sesiidae).

Bithia spreta (Meigen). – Europa bis Südschweden; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, trockenwarme Waldränder. – E Juni bis E Sept. (besonders Aug.), 1 Generation. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa häufig, im Norden selten. – *Agapeta zoegana* L. (Cochylidae).

Atylostoma tricolor (Mik). – Wenige Fundorte in Europa bis Belgien; A (Hainburg a. D., Graz). – E Juni bis A Aug. – Sehr selten. – *Eurrhypara hortulata* L. (Pyralidae).

Leskia aurea (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch. – 2 Generationen: E Mai bis E Juni und (wesentlich zahlreicher) M Juli bis A Sept. – Blütenbesucher; nicht selten. – Holzbohrende Sesiidae (besonders *Synanthedon vespiformis* L. und *S. myopaeformis* Borkh.).

Solieria borealis Ringdahl. – Schweden (Jämtland, Lappland). – Juli. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Solieria fenestrata (Meigen) [*fuscana* Robineau-Desvoidy]. – Europa bis Norddeutschland, Südengland; SH, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, trockenwarme Waldränder.–2 Generationen: A Mai bis E Juni und A Juli bis M Sept. – Blütenbesucher; häufig. – Wirte unbekannt.

Solieria inanis (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NS, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder. – A Mai bis E Sept. (besonders Juli/Aug.). – Nicht selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Solieria pacifica (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Mäßigfeuchte bis trockene Wiesen, Waldränder. – M Mai bis A Okt. (besonders Juli/Aug.), mehrere Generationen. – In der Malaisefalle, auf Blüten oder im Gras zu käschern; sehr häufig. – *Olethreutes striana* Denis & Schiff. und *O. lucivagana* Zell. (Tortricidae).

Solieria vacua (Rondani). – Europa bis England; RP, BW / A, CH. – Wiesen, trockenwarme Waldränder.–2 Generationen: E Mai bis M Juni (nur vereinzelte Exemplare) und E Juli bis M Sept. (zahlreich). – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa nicht selten. – Ein Zuchtbefund, entweder aus *Epiblema medullana* Staud. (Tortricidae) oder *Agapeta zoegana* L. (Cochylidae).

6.3.12. Minthoini

Mintho rufiventris (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch. – E April bis A Okt. – Auf Blüten, Blättern und im Gras, regelmäßig auch in Gebäuden an Fenstern zu finden; nicht selten (in Südeuropa häufig auf Berggipfeln auf Steinen). – *Herculia glaucinalis* L., *Myelois ceratoniae* Zell. (Pyralidae), *Bembecia ichneumoniformis* F. (Sesiidae).

Minthodes picta (Zetterstedt). – West- und südliche Zentralalpen, Pyrenäen, Nordschweden. – Wärmere alpine Lagen von 1000 bis 2000 m. – M Juni bis M Aug., 1 Generation. – Lokal nicht selten. – *Myrmecozela ochraceella* Zell. (Tineidae).

6.3.13. Microphthalmini

Microphthalma europaea Egger. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa (bis Paris); A (Niederösterreich). – Offene, trockene Landschaften. – Wahrscheinlich 2 Generationen: A Juni bis E Juli und A Aug. bis E Sept. – Sehr selten (nicht selten in Südeuropa). – Verschiedene Scarabaeidae (u. a. *Amphimallon*, *Cetonia*, *Melolontha*, *Oryctes*, *Polyphylla*).

Dexiosoma caninum (Fabricius) [*canina*]. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwaldränder, Gebüsch. – M Juni bis E Sept., 1 Generation. – Auf Blättern; oft häufig. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Melisoneura leucoptera (Meigen). – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BW (Oberrhein), BY (Taubertal, Dachau) / A (Niederösterreich). – Trockene Wiesen, Gebüsch. – A Juni bis E Juni, 1 Generation. – Selten. – *Serica* spec. (Scarabaeidae).

Angiorhina fulvicornis (Zetterstedt) [*Myiophasia*]. – Nordschweden, St. Petersburg. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Angiorhina puncticeps (Zetterstedt) [*Myiophasia*, *asiatica* (Herting)]. – Schweden. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

6.4. Subfamilie Dexiinae

6.4.1. Dexiini

Trixa alpina Meigen [*Murana*]. – Alpen, Nordeuropa; BW (Isny), BY / A, CH. – M Mai bis E Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Trixa caerulescens Meigen [*Murana*]. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NW, BW, BY, NB. – Kühlere Lagen bevorzugend (Norddeutsche Tiefebene, Mittelgebirge). – A Mai bis E Juni, 1 Generation. – In niederer Vegetation; meist selten. – Wirte unbekannt.

Trixa conspersa (Harris) [*oestroidea* (Robineau-Desvoidy), *variegata* Meigen]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen und Waldränder

in zumeist kühleren Lagen (Mittelgebirge).–2 Generationen: A Mai bis M Juli und E Juli bis A Okt. – In frischem Krautwuchs; meist häufig. – *Hepialus lupulinus* L., *H.* spec. (Hepialidae).

Billaea adelpha (Loew) [*subrotundata* (Rondani)]. – Südeuropa bis Wallis, Tessin; A (Wiener Becken). – Trockenwarme Gebiete. – M Juni bis E Aug., 1 Generation – Blütenbesucher; selten (häufiger in Südeuropa). – *Aromia moschata* L., *Lamia textor* L., *Prionus coriarius* L., *Tetropium fuscum* F. (Cerambycidae); *Capnodis tenebrionis* L. (Buprestidae).

Billaea fortis (Rondani). – Südeuropa bis Tessin. – E Juli bis M Okt. – Selten. – Wirte unbekannt.

Billaea irrorata (Meigen). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder. – M Juni bis M Aug., 1 Generation. – Im Freiland sehr selten, aus dem Hauptwirt aber regelmäßig und meist häufig zu erhalten. – *Saperda populnea* L., selten auch *Oberea* spp. (Cerambycidae).

Billaea pectinata (Meigen). – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa; BW, BY / A, CH. – E Juni bis A Sept., 1 Generation. – Lokal nicht selten. – *Cetonia aurata* L., *Potosia cuprea* L., *Amphimallon solstitialis* L. (Scarabaeidae), *Prionus coriarius* L. (Cerambycidae).

Billaea steini (Brauer und Bergenstamm). – Schweden (Gotland), Ungarn. – Juli (soweit bekannt). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Billaea triangulifera (Zetterstedt). – Europa bis Skandinavien (in Südeuropa nur im Gebirge); NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Kühlfeuchte Gebiete (Mittelgebirge) bevorzugend.–2 Generationen: M Mai bis M Juni (nur vereinzelte Exemplare) und A Juli bis E Sept. (zahlreich). – Blütenbesucher; häufig. – Cerambycidae (*Tetropium*, *Stenostola*, *Acanthocinus*, *Leiopus*, *Oplosia*, *Morimus*, *Pyrrhidium*, *Rhagium*, *Saperda*, *Saphanus*, *Xylotrechus*).

Villanovia villicornis (Zetterstedt). – Lappland; A (Ennstaler Alpen), CH (Graubünden). – E Juli bis M Aug. – Sehr selten. – *Acmaeops septentrionis* Thoms., *A. marginata* F. (Cerambycidae).

Dinera carinifrons (Fallén) [*Phorostoma*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Wiesen; in den Alpen bis 2000 m. – E Mai bis A Okt. (besonders Aug.), möglicherweise 2 Generationen. – Blütenbesucher; häufig. – In Großbritannien gemeldet aus *Aphodius ater* DeG. (Scarabaeidae).

Dinera ferina (Fallén) [*Phorostoma*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Kahlschläge, Wiesen. – A Juni bis E Sept. (vor allem E Juli bis M Aug.), wahrscheinlich nur 1 Generation. – Blütenbesucher; lokal sehr häufig. – *Sinodendron cylindricum* L., ?*Dorcus parallelopipedus* L. (Lucanidae); *Helops coeruleus* L. (Tenebrionidae).

Dinera grisescens (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Ruderalflächen, trockene Wiesen. – E Mai bis A Okt. (ohne Maximum), wahrscheinlich wenigstens 2 Generationen. – Im niederen Pflanzenwuchs zu käschern; meist häufig. – *Harpalus* spec. (Carabidae).

Estheria bohemani (Rondani). – Europa bis Skandinavien; NW, NB / A, CH. – Gebirge bevorzugend (bis 1900 m). – M Juni bis A Sept. – In den Alpen lokal häufig, sonst selten. – Wirte unbekannt.

Estheria cristata (Meigen). – Europa bis Norddeutschland, England; NS, NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Gebüsch. – E Juni bis A Sept. (besonders Juli), 1 Generation. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa nicht selten (häufiger in Südeuropa). – *Phyllopertha horticola* L. (Scarabaeidae).

Estheria petiolata (Bonsdorff) [*Dexiomorpha*]. – Europa bis Finnland; BY, NB (Brandenburg, Thüringen) / A, CH. – Gebirge bevorzugend (bis 1900 m). – M Juni bis A Sept., 1 Generation. – In wärmeren Lagen der Alpen häufig, sonst selten. – *Amphimallon solstitialis* L. (Scarabaeidae).

Estheria picta (Meigen) [*Dexiomorpha*]. – Europa bis Norddeutschland, St. Petersburg; NS (Lüneburg), NB (Brandenburg) / A (Burgenland). – Warme Sandgebiete bevorzugend. – E Juli bis M Sept., 1 Generation. – Lokal und jahrweise häufig (Frankfurt/Oder), sonst selten. – *Rhizotrogus* spp., *Amphimallon* spp. (Scarabaeidae).

Dexia rustica (Fabricius). – Europa bis Mittelschweden; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Kahlschläge. – A Juni bis A Okt. (vor allem Juli), 1 Generation. – Auf Blüten oder im Gras; lokal nicht selten. – *Melolontha* spp., *Amphimallon solstitialis* L., ver-

einzelt auch *Phyllopertha horticola* L., *Rhizotrogus aequinoctialis* Herbst und *R. marginipes* Muls. (Scarabaeidae).

Dexia vacua (Fallén). – Europa bis Skandinavien; HE, BW, BY, NB / A. – A Juli bis E Sept., 1 Generation. – Selten. – *Serica brunnea* L. (Scarabaeidae).

Prosena siberita (Fabricius). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Trockenhänge (vor allem Sandgebiete). – M Juni bis A Okt. (besonders Juli/Aug.), 1 Generation. – Von Blüten oder im Gras zu käschern; im wärmeren Mitteleuropa häufig. – *Anomala* spp.; aus Japan auch gemeldet aus *Adoretus*, *Mimela*, *Popillia* und *Serica* (Scarabaeidae).

Zeuxia brevicornis (Egger). – Südosteuropa bis Triest, Ungarn, Slowakei; möglicherweise auch in Österreich. – M Juni bis A Aug., 1 Generation. – Selten. – Wirte unbekannt.

Zeuxia cinerea Meigen. – Europa bis Paris, Brandenburg; BW, BY, NB / A, CH. – Trokkene offene Landschaften. – E Mai bis M Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – In der niederen Vegetation, meist auf Blüten; selten (häufig in Südeuropa). – *Cleonus mendicus* Gyll., *Larinus obtusus* Gyll., *L. planus* F. (Curculionidae).

Zeuxia subapennina Rondani. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; A (Wiener Becken), CH (Aargau, Graubünden). – Trockenwarme Gebiete. – E Juni bis A Aug., 1 Generation. – Sehr selten (häufiger in Südeuropa). – *Phytoecia cylindrica* L. (Cerambycidae).

6.4.2. Voriini

Eriothrix apenninus (Rondani) [*apennina*]. – Südeuropa bis Westalpen (Hautes-Alpes), Slowakei; im Gebiet noch kein Nachweis. – A Juni bis A Sept. – In Südeuropa nicht selten. – Wirte unbekannt.

Eriothrix argyreatus (Meigen) [*argyreata*]. – Europa bis Südschweden; BY (Nürnberg), NB (Brandenburg) / A (Tirol, Burgenland), CH (Graubünden). – Sandgebiete bevorzugend. – A Juli bis A Sept., 1 Generation. – Selten (häufiger in trockenwarmen Alpentälern). – Wirte unbekannt.

Eriothrix micronyx Stein. – Alpen; A (Oetztaler Alpen), CH (Graubünden). – Hochlagen ab 2000 m. – Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Eriothrix monticola (Egger). – Alpen, Pyrenäen, Apenninen; BY / A, CH. – Von den Tälern bis 2000 m. – M Juni bis A Sept., 1 Generation. – Nicht selten. – Wirte unbekannt.

Eriothrix prolixa (Meigen). – Europa bis Skandinavien; BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen.–2 Generationen: E Mai bis A Juli und M Juli bis M Sept. – Lokal nicht selten. – *Onocera obductella* Zell., vielleicht auch *Pyrausta porphyralis* Denis & Schiff. (Pyralidae).

Eriothrix rufomaculatus (DeGeer) [*rufomaculata*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Ruderalflächen, Äcker.–1 starke Hochsommergeneration von E Juni bis A Okt. (vor allem M Juli bis E Aug.), sehr wenige Exemplare auch im Mai (partielle Frühjahrsgeneration). – Von Blüten oder im Gras zu käschern; sehr häufig. – *Crambus hortuellus* Hueb. (Pyralidae).

Trafoia gemina Herting. – Schweden (Södermanland); A (Schladminger Tauern). – Juni (soweit bekannt). – Sehr selten. – *Cosmorrhoe ocellata* L. (Geometridae).

Trafoia monticola Brauer & Bergenstamm. – Europa bis Schweden; BY, NB / A, CH. – Gebirgslagen bis 1800 m. – M Juni bis E Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Selten. – Wirte unbekannt

Campylocheta fuscinervis (Stein) [*Campylochaeta*]. – Europa bis Brandenburg, Nordpolen; HE, RP, BW, BY, NB / A. – Wiesen. – A April bis M Mai, 1 Generation. – Selten. – Gemeldet aus *Thyatira batis* L. (Thyatiridae).

Campylocheta inepta (Meigen) [*Campylochaeta*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Heidegebiete, Gebüsch, lichte Waldränder. – M Mai bis E Aug. (vor allem Juni/Juli), wahrscheinlich nur 1 Generation (in Südeuropa mindestens 2 Generationen von März bis November). – Lokal häufig. – Zahlreiche Geometridae, aber auch einige Noctuidae oder (vereinzelt) andere Macrolepidoptera.

Campylocheta latigena Mesnil [*Campylochaeta*]. – Südfrankreich; A (Burgenland). – April/Mai. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Campylocheta praecox (Meigen) [*Campylochaeta*]. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, BW, NB / A, CH. – Laubwälder. – E März bis E Mai (vor allem April), 1 Generation. – An Baumstämmen; nicht selten. – *Colotois pennaria* L., *Crocallis elinguaria* L. (Geometridae), *Thyatira batis* L. (Thyatiridae).

Blepharomyia angustifrons Herting [*pagana* (Meigen) bei Herting (1960)]. – Gemäßigtes Europa bis Schweden; NW (Dorsten), RP (Mainz), BY (Amberg), NB (Berlin) / CH (Jura). – A Mai bis E Mai, 1 Generation. – Selten. – Vereinzelt aus *Panolis flammea* Denis & Schiff. (Noctuidae).

Blepharomyia pagana (Meigen) [*amplicornis* (Zetterstedt)]. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder. – M April bis M Juni (im Gebirge bis M Juli), 1 Generation. – In der Malaisefalle oder auf Blättern; nicht selten. – Laubholzbewohnende Geometridae, sehr selten auch einige Noctuidae und Notodontidae.

Blepharomyia piliceps (Zetterstedt). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, BY, NB / A, CH. – Kühlere Lagen (Nordeuropa, Gebirge) bevorzugend. – A April bis M Mai (im Gebirge bis A Juli), 1 Generation. – Im Freiland sehr selten; eher aus den Wirten zu ziehen. – Verschiedene Geometridae (vor allem *Lygris populata* L.); einmal auch aus einer Noctuidae (*Lithomoia solidaginis* Hueb.).

Peteina erinaceus (Fabricius) [*Petina*]. – Europa bis Skandinavien; NS, BW, NB / A. – E Juni bis M Aug., 1 Generation. – Selten. – Je ein alter Zuchtbefund aus *Cucullia asteris* Denis & Schiff. und *Plusia gamma* L. (Noctuidae).

Petinarctia stylata (Brauer & Bergenstamm). – Nordeuropa (Schweden), Grönland. – Mai/Juni. – Selten. – Wirte unbekannt.

Ramonda delphinensis (Villeneuve). – West- und Zentralalpen. – Lagen zwischen 1500 und 2300 m. – A Juli bis A Aug., 1 Generation. – Blütenbesucher; selten. – Wirte unbekannt.

Ramonda jugorum (Villeneuve) [*Peteinomima*]. – Alpen; A (Arlberg), CH (Berner Alpen). – Juli. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Ramonda latifrons (Zetterstedt) [*Wagneria*]. – Europa bis Skandinavien; SH, NS, RP, BW, BY, NB / CH. – Gebüsch, Wiesen.–2 Generationen: E Mai bis A Juli und A Aug. bis E Sept. – Selten. – *Leucania ferrago* F., *L.* spec. (Noctuidae).

Ramonda plorans (Rondani). – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; A (Mödling). – Funddaten von E April bis M Sept. (Südeuropa). – Sehr selten. – *Phragmatobia fuliginosa* L. (Arctiidae).

Ramonda prunaria (Rondani) [*Wagneria*]. – Europa bis Skandinavien; HE, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, trockenwarme Laubwaldränder; in den Alpen in wärmeren Lagen bis 2100 m. – M April bis M Sept. (ohne Maximum), wenigstens 2 Generationen. – Im wärmeren Mitteleuropa in der Malaisefalle häufig, sonst eher selten. – Noctuidae (*Leucania*, *Caradrina*, *Ochropleura*, *Cerapteryx*, *Agrochola*, *Meristis*, *Noctua*).

Ramonda prunicia (Herting). – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; NB (Brandenburg, Sachsen, Sachsen-Anhalt) / A (Tirol). – Trockenwarme Gebiete. – Funddaten von E Mai bis E Aug. – Sehr selten (auch in Südeuropa nicht häufig). – *Agrotis* spec., *Bena fagana* F. (Noctuidae).

Ramonda ringdahli (Villeneuve) [*Wagneria*]. – Nordeuropa, Alpen, Pyrenäen; BW (Bad Mergentheim); A (Tirol, Steiermark). – Funddaten von E Mai bis E Sept. – Im Freiland sehr selten; eher aus den Wirten zu ziehen. – *Entephria caesiata* Denis & Schiff., *Oporinia autumnata* Borkh., *O. dilutata* Schiff. (Geometridae).

Ramonda spathulata (Fallén) [*Wagneria*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Gebüsch, Waldränder. – Eine starke Frühjahrsgeneration von M April bis M Juni und anschließend vereinzelt zu finden bis E Okt. – Auf Blättern oder in der Malaisefalle; oft häufig. – Verschiedene Noctuidae.

Periscepsia carbonaria (Panzer) [*Wagneria*, *nigrans* (Meigen)]. – Europa bis Skandinavien; BW, BY, NB. – Warme Sandgebiete bevorzugend (Dünen, lichte Kiefernwälder). – M Mai bis E Okt., mehrere Generationen. – In der niederen Vegetation oder auf Steinen; lokal nicht selten. – *Agrotis* spp., *Euxoa obelisca* Schiff. (Noctuidae).

Wagneria alpina Villeneuve [*Aphelogaster*]. – Alpen, Pyrenäen, Skandinavien; CH (Graubünden). – Wärmere alpine Lagen von 1200 bis 2400 m. – M Juni bis E Aug., 1 Generation. – Meist auf Steinen; lokal nicht selten. – Wirte unbekannt.

Wagneria costata (Fallén). – Europa bis Skandinavien; NW, BW. – Gebüsch, trockenwarme Waldränder. – A Mai bis E Juni, 1 Generation. – In der Malaisefalle oder auf Blättern; selten. – Sichere Wirte nicht bekannt.

Wagneria cunctans (Meigen). – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; NB (Frankfurt/Oder). – A April bis E Mai, 1 Generation. – Sehr selten (in Südeuropa auf Steinen lokal häufig). – *Agrochola lychnidis* Denis & Schiff. (Noctuidae).

Wagneria gagatea Robineau-Desvoidy [*succincta* Meigen]. – Gemäßigtes Europa bis Norddeutschland, Südengland; NW, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder. – E April bis E Juni, 1 Generation. – In der Malaisefalle oder auf Blättern; im wärmeren Mitteleuropa lokal häufig. – Je ein Zuchtbefund aus *Drymonia ruficornis* Hufn. (Notodontidae), *Orthosia cruda* Denis & Schiff., *O. stabilis* Denis & Schiff., *Conistra vaccinii* L. (Noctuidae), *Operophthera brumata* L., *Erannis defoliaria* Cl. (Geometridae) und *Araschnia levana* L. (Nymphalidae).

Kirbya moerens (Meigen). – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa (bis Paris, Aachen); NW, RP, BW / CH. – Wiesen, Waldränder. – E Feb. bis M Mai, 1 Generation. – In trokkenem Gras und auf vorjährigem Laub; normalerweise selten, lokal und jahrweise aber häufig (Oberrhein). – Wirte unbekannt.

Kirbya unicolor Villeneuve. – NB (Frankfurt/Oder). – M März bis E April, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Athrycia curvinervis (Zetterstedt). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – A Juli bis M Sept. (einzelne Exemplare schon ab A Juni), möglicherweise nur 1 Generation. – Lokal nicht selten. – *Mamestra* spp., einmal auch aus *Euplexia lucipara* L. (Noctuidae).

Athrycia impressa (Wulp). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, BY, NB / A. – Funddaten von M Juni bis M Aug. (in Südeuropa von E April bis A Sept.). – Selten (häufiger in Südeuropa). – *Anarta myrtilli* L., *Leucania evidens* Hueb. (Noctuidae); *Rhyparia purpurata* L. (Arctiidae).

Athrycia trepida (Meigen). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Wiesen. – E April bis M Juli. – Auf Blüten oder Blättern; häufig. – Verschiedene Noctuidae (besonders *Orthosia* spp.).

Voria ruralis (Fallén). – Europa bis Skandinavien; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Gebüsch, Waldränder. – M Mai bis A Nov. (besonders Aug./Sept.), mehrere Generationen. – In niederer (meist krautiger) Vegetation und auf Blüten; sehr häufig. – *Plusia* spp. (vor allem *P. gamma* L.), sehr vereinzelt auch andere Noctuidae oder andere Macrolepidoptera.

Cyrtophleba ruricola (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Wiesen, Waldränder. – A April bis E Sept. (vor allem Mai/Juni). – Auf Blättern oder Blüten; im wärmeren Mitteleuropa (und in Südeuropa) häufig. – Verschiedene Noctuidae (vor allem *Apopestes spectrum* Esp.), *Pachycnemia hippocastanaria* Hueb. (Geometridae).

Cyrtophleba vernalis (Kramer). – Südschweden, Slowakei, Polen, St. Petersburg; NB (Oberlausitz). – M April bis A Juni, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Hyleorus elatus (Meigen) [*Steiniomyia*]. – Europa bis Holland, Norddeutschland, Nordpolen; NS, NW, RP, BW, BY, NB / A. – Laubwälder, Gebüsch. – M Juli bis A Sept., 1 Generation. – Auf Blättern; selten. – *Euproctis similis* Fuessl., in Japan auch *E. xanthocampa* Dyar (Lymantriidae).

Klugia marginata (Meigen). – Europa bis Skandinavien; BY, NB / A. – Wiesen, Dünen; im Gebirge in warmen Lagen bis 2000 m. – E Mai bis A Juli, wenige Exemplare auch im Aug. (unvollständige 2 Generation?). – Selten. – Wirte unbekannt.

Chaetovoria antennata (Villeneuve). – Zentral- und Westalpen, Nordskandinavien. – Hochlagen der Gebirge bis 2800 m. – A Juli bis E Juli, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Phyllomya volvulus (Fabricius) [*Phyllomyia*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laub- und Nadelwälder, Kahlschläge, Gebüsch; im Gebirge bis 1900 m. – M Mai bis A Sept. (besonders Juni), wahrscheinlich nur 1 Generation (in der Ebene früher, im Gebirge später). – Auf Blättern; häufig. – *Pachyprotasis rapae* L., *Macrophya albicincta* Schr., *Aglaostigma fulvipes* Scop., *A. nebulosa* André, *Tenthredo scrophulariae* L. (Tenthredinidae).

Phenicellia haematodes (Meigen) [*Phoenicella*, *Thelaira*]. – Verstreute Fundorte in Europa bis Norddeutschland; NB (Frankfurt/Oder). – Trockenwarme, offene Landschaften. – E Juni bis M Aug., 1 Generation. – Im Freiland sehr selten; eher aus dem Hauptwirt zu erhalten. – *Arctia hebe* L.; nur je einmal auch aus *Coscinia striata* L. und *Rhyparia purpurata* L. (Arctiidae) gemeldet.

Thelaira leucozona (Panzer). – Südeuropa bis Tessin, Slowakei; NW (Aachen, vor 1809). – Aug. (soweit bekannt). – Sehr selten. – *Arctia caja* L. (Arctiidae).

Thelaira nigripes (Fabricius). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder (vorzugsweise Auewälder), Gebüsch. – M Mai bis M Aug. (vor allem M Juni bis A Juli), wahrscheinlich 1 Generation. – In niederer krautiger Vegetation oder auf Blättern von Büschen; häufig. – Hauptsächlich Arctiidae, aber auch einige Noctuidae oder andere Macrolepidoptera.

Thelaira solivaga (Harris). – Europa bis Südengland, Südnorwegen; BW, BY, NB / A, CH. – Möglicherweise 2 Generationen: M Mai bis E Juni und M Juli bis A Sept. – Viel seltener als die vorige Art (eher in Südeuropa). – *Phragmatobia fuliginosa* L., *Arctia villica* L., *A. caja* L., *Ocnogyna corsica* Ramb. (Arctiidae).

Halidaya aurea Egger. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; A (Wien, Neusiedl, Klosterneuburg). – In der Nähe von Bächen. – M Juli bis A Sept., 1 Generation. – Sehr selten. – Gemeldet aus *Ochlodes venata* Brem. & Grey (Hesperiidae) und *Spilosoma lutea* Hufn. (Arctiidae).

Stomina tachinoides (Fallén). – Europa bis Mittelschweden; RP, BW, BY, NB / A. – Funddaten von M Juli bis M Okt. (besonders Aug.). – Selten (eher in Südeuropa). – Wirte unbekannt.

6.4.3. Dufouriini

Dufouria chalybeata (Meigen). – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder. – M Mai bis M Juli, 1 Generation. – In niederer Vegetation; insgesamt häufig, aber meist nur einzeln gefangen. – Aus Imagines von *Cassida rubiginosa* Muell., *C. viridis* L. und *C. deflorata* Suff. (Chrysomelidae).

Dufouria nigrita (Fallén). – Südeuropa bis Skandinavien; HE, BW, BY, NB / A, CH. – Gebüsch, Waldränder, Wiesen; meist an wärmeren Lokalitäten als die vorige Art. – M Mai bis E Juli, 1 Generation. – In niederer Vegetation; nicht selten. – Wirte unbekannt.

Dufouria occlusa (Robineau-Desvoidy) [*nitida* (Röder)]. – Mitteleuropa bis Nordpolen; BY (Dachau, Lohr a. Main), NB (Brandenburg) / A (Oberösterreich, Burgenland). – M Mai bis E Juni, 1 Generation. – Selten. – *Cassida nobilis* L., *C. vittata* Vill. (Chrysomelidae).

Chaetoptilia puella (Rondani). – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; RP (Königsbach), BW (Radolfzell), NB (Oberlausitz). – M Juli bis A Sept., 1 Generation. – Selten. – Imagines von *Bytiscus betulae* L. (Curculionidae).

Rondania cucullata Robineau-Desvoidy. – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Gebiete. – E Mai bis E Sept., wahrscheinlich wenigstens 2 Generationen. – Meist selten. – Imagines von *Cleonus mendicus* Gyll.; Angaben aus anderen Curculionidae (*Bothynoderes*, *Brachderes*, *Larinus*, *Rhytidoderes*, *Strophosomus*) sind noch nicht überprüft und können sich auch auf andere Arten beziehen.

Rondania dimidiata (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS (Harz), BY (Allgäu), NB (Berlin, Thüringen) / A (Burgenland), CH (Jura). – Waldränder, Wiesen. – E April bis A Sept., wenigstens 2 Generationen. – Im wärmeren Mitteleuropa in der Malaisefalle lokal häufig; sonst in der niederen Vegetation und selten. – Imagines von *Otiorrhynchus niger* F. und *O. edithae* Reitt.; Angaben aus anderen Curculionidae (*Brachderes*, *Liparus*) sind noch nicht überprüft.

Rondania dispar (Dufour). – Südeuropa, Niederlande (Arnhem); im Gebiet noch nicht nachgewiesen. – Funddaten in Südeuropa von A Mai bis M Sept. – Selten. – Imagines von *Brachderes incanus* L. und *B. lusitanicus* F. (Curculionidae).

Rondania fasciata (Macquart). – Europa bis Skandinavien; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Gebüsch. – A Mai bis E Juli, 1 Generation. – In der Malaisefalle lokal häufig; sonst selten. – Imagines von *Strophosomus* spec. (Curculionidae).

Pandelleia otiorrhynchi Villeneuve [*sexpunctata* (Pandellé) bei HERTING (1960)]. – Mitteleuropa; RP (Saar, Mosel), NB (Naumburg/Saale) / CH (Graubünden). – Funddaten von E Juli bis A Sept. – Sehr selten. – Imagines von *Otiorrhynchus sulcatus* F. (Curculionidae).

Microsoma exiguum (Meigen) [*Campogaster*, *exigua*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Waldränder. – E April bis M Okt. (ohne Maximum), mehrere Generationen. – In der Malaisefalle sehr häufig; sonst in der niederen Vegetation zu käschern und eher selten. – Imagines von *Sitona* spp., vereinzelt auch *Hypera postica* Gyll. und *Polydrosus inustus* Germ. (Curculionidae).

Freraea gagatea Robineau-Desvoidy [*albipennis* (Zetterstedt)]. – Europa bis Skandinavien; NW, BW, NB / A, CH. – M Juni bis M Sept. (besonders Juli), möglicherweise nur 1 Generation. – In der Malaisefalle lokal nicht selten; sonst sehr selten. – Imagines von *Harpalus rufipes* DeG., *H. tardus* Panz. und *Amara aulica* Panz. (Carabidae); eine Meldung auch aus *Agrilus viridis* L. (Buprestidae).

6.5. Subfamilie Phasiinae

6.5.1. Eutherini

Redtenbacheria insignis Egger. – Europa bis Südschweden, St. Petersburg; BW, NB / A, CH. – Waldränder. – M Juni bis M Aug., wahrscheinlich 1 Generation. – Selten. – Eine alte Angabe aus *Lymantria monacha* L. (Lymantriidae) konnte bisher nicht bestätigt werden.

6.5.2. Phasiini

Eliozeta helluo (Fabricius) [*Clytiomyia*, *Heliozeta*]. – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme, offene Landschaften. – Wahrscheinlich 2 Generationen: M Mai bis E Juni und (zahlreicher) A Juli bis E Aug. – Von Blüten oder im Gras zu käschern; lokal nicht selten. – *Eurygaster* spp. (Pentatomidae).

Eliozeta pellucens (Fallén) [*Clytiomyia*, *Heliozeta*]. – Europa bis Skandinavien; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme, offene Landschaften. – M Mai bis A Sept. (besonders Juni). – Blütenbesucher; lokal nicht selten. – *Sehirus bicolor* L., *Cydnus aterrimus* Foerst. (Cydnidae).

Clytiomya continua (Panzer) [*Clytiomyia*]. – Europa bis Mittelschweden; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme, offene Landschaften. – A Mai bis A Sept. (besonders Juni/Juli). – Blütenbesucher; lokal nicht selten. – *Eurydema* spp. (Pentatomidae).

Ectophasia crassipennis (Fabricius) [*Phasia*]. – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenhänge, Wiesen. – M Mai bis E Sept. (vor allem A Aug. bis A Sept.). – Blütenbesucher; im wärmeren Europa oft sehr häufig, im Norden selten. – Zahlreiche Pentatomidae; vereinzelt auch Coreidae und Lygaeidae gemeldet.

Ectophasia oblonga (Robineau-Desvoidy). – Europa bis Brandenburg; RP, BW, BY, NB / A. – Trockenwarme Gebiete. – M Mai bis E Sept. (besonders Juli/Aug.). – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten (häufig in Südeuropa). – Verschiedene Pentatomidae (vor allem *Eurygaster* spp.), aber auch einige Coreidae und Lygaeidae.

Subclytia rotundiventris (Fallén) [*Clytiomyia*]. – Europa bis Skandinavien; NS, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder. – E Juni bis M Sept., wahrscheinlich 1 Generation. – Selten. – *Elasmucha grisea* L.; an weiteren Pentatomidae gemeldet sind *Elasmostethus interstinctus* L., *Cyphostethus tristriatus* F. und *Piezodorus lituratus* F.

Gymnosoma clavatum (Rohdendorf) [*clavata*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Gebiete bevorzugend. – M Mai bis E Sept. (vor allem Juli/Aug.). – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal häufig. – Verschiedene Pentatomidae.

Gymnosoma costatum (Panzer) [*intermedia* Loew, *costata*]. – Europa bis Hessen; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Waldränder, Wiesen. – M Mai bis M Sept. (vor allem Juli/Aug.). – In wärmeren Lagen Mitteleuropas nicht selten. – *Eusarcoris fabricii* Kirk. (Pentatomidae).

Gymnosoma desertorum (Rohdendorf). – Ostpaläarktische Art, die bis nach Polen reicht. – Steppengebiete. – Verschiedene Pentatomidae (*Aelia*, *Carpocoris*, *Cnephosa*, *Croantha*, *Dolycoris*, *Eurygaster*).

Gymnosoma dolycoridis Dupuis [*costatum* (Panzer) bei HERTING (1960)]. – Europa bis Norddeutschland; NS, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenwarme Gebiete. – E Mai bis E Sept. (vor allem Aug./Sept.). – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten. – *Dolycoris baccarum* L. und einige andere Pentatomidae.

Gymnosoma nitens Meigen. – Europa bis Norddeutschland, Südengland, Nordpolen; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen (Sandgebiete bevorzugend). – A Mai bis A Sept. (schwaches Maximum im Juni). – In wärmeren Lagen lokal nicht selten. – *Sciocoris cursitans* F., *S. helferi* Fieb. (Pentatomidae).

Gymnosoma nudifrons Herting. – Europa bis Skandinavien; NS, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Kiefernwälder, trockene Wiesen. – A Mai bis E Sept. (vor allem Juli/Aug.). – Von Blüten oder im Gras zu käschern; lokal häufig. – Aus Sibirien werden einige Pentatomidae (*Antheminia*, *Carpocoris*, *Holcostethus*, *Phimodera*) angegeben.

Gymnosoma rotundatum (Linnaeus) [*rotundata*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Waldränder. – A Mai bis M Okt. (besonders E Juli bis M Aug.). – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa oft sehr häufig. – Pentatomidae; die meisten Angaben sind jedoch alt und können sich auch auf andere Arten von *Gymnosoma* beziehen.

Cistogaster globosa (Fabricius) [*Gymnosoma*]. – Europa bis Skandinavien (im Mediterrangebiet selten oder fehlend); SH, NS, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen. – M Mai bis M Sept. (vor allem Juli/Aug.). – Von Blüten oder im Gras zu käschern; in wärmeren Lagen Mitteleuropas häufig. – *Aelia acuminata* L., seltener *A. rostrata* Boh. und *A. sibirica* Reut. (Pentatomidae).

Opesia cana (Meigen). – Europa bis Südengland, Südschweden; BW (Wutachschlucht), NB (Brandenburg) / A (Linzer Becken). – Wiesen, Waldränder. – A Mai bis E Juni, 1 Generation. – Selten. – Wirte unbekannt.

Opesia descendens Herting. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa: RP (Kennfus) / A (Burgenland, Linzer Becken). – A Sept. bis E Sept., 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Opesia grandis (Egger). – Vereinzelte Fundorte in Europa bis Norddeutschland, Nordpolen; NB (Brandenburg, Rügen) / A (Steiermark, Wien). – Juli (soweit bekannt). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Elomya lateralis (Meigen) [*Helomyia*, *Elomyia*]. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BW (Oberrhein) / A (Wiener Becken). – Warmtrockene, offene Landschaften. – E Mai bis M Aug. (besonders Juni/Juli). – Selten (in Südeuropa meist häufig). – Zahlreiche Pentatomidae (vor allem *Aelia* spp., *Eurygaster* spp.), aber auch einige Lygaeidae und Coreidae.

Phasia aurigera (Egger) [*Allophora*]. – Europa bis Mittelfrankreich (Seine-et-Oise), Mitteldeutschland; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenhänge, warme Waldränder.–2 Generationen: E Mai bis E Juli und (viel zahlreicher) M Aug. bis M Okt. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten. – *Palomena prasina* L., *Rhaphigaster nebulosa* Poda (Pentatomidae); *Coreus marginatus* L., *Gonocerus acuteangulatus* Goez., *G. juniperi* H.-S. (Coreidae).

Phasia aurulans Meigen [*Allophora*]. – Europa bis Belgien, Mittelschweden; HE (Wiesbaden), BW (Stromberg), NB (Thüringen). – Trockene Wiesen. – Funddaten von M Juni bis M Okt. – Selten. – Wirte unbekannt.

Phasia barbifrons (Girschner) [*Allophora*]. – Europa bis Mittelfrankreich, Brandenburg; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Wiesen.–2 Generationen: E Mai bis A Juli und (viel zahlreicher) E Juli bis A Okt. (besonders Aug.). – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten (jahrweise häufig). – Wirte unbekannt.

Phasia hemiptera (Fabricius) [*Allophora*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockenhänge, Wiesen, warme Waldränder.–2 Generationen: M April bis M Juni und (viel zahlreicher) M Juli bis E Sept. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal häufig (in Nordeuropa nur vereinzelt und auch in Südeuropa eher selten). – *Palomena prasina* L., *Pentatoma metallifera* Motsch., *P. rufipes* L. (Pentatomidae).

Phasia obesa (Fabricius) [*Allophora*]. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen. – A Mai bis E Okt. (besonders M Juli bis M Sept.). – Von Blüten oder im Gras zu käschern; im wärmeren Mitteleuropa (und in Südeuropa) oft sehr häufig. – *Neottiglossa pusilla* Gm., *Zicrona caerulea* L. (Pentatomidae); *Sehirus melanopterus* H.-S. (Cydnidae); *Myrmus miriformis* Fall. (Coreidae); *Beosus maritimus* Scop. (Lygaeidae); *Leptopterna dolabrata* L., *Lygus pratensis* L. (Miridae).

Phasia pandellei (Dupuis) [*Allophora*]. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; HE (Wiesbaden), BW (Sandhausen, Stromberg). – Funddaten von A Mai bis A Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Von Blüten oder im Gras zu käschern; selten. – Wirte unbekannt.

Phasia pusilla Meigen [*Allophora*]. – Europa bis Skandinavien; HE, RP, BW, NB / A, CH. – Wiesen, Kahlschläge. – A Mai bis M Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Von Blüten oder im Gras zu käschern; in wärmeren Lagen nicht selten (in Südeuropa häufig). – Verschiedene Lygaeidae, Cydnidae und Anthocoridae.

Phasia subcoleoptrata (Linnaeus) [*Allophora*]. – Europa bis Schweden; BY (Coburg) / A (Wienerwald). – E April bis M Mai und E Juni bis M Juli. – Selten (eher in Süd- und Osteuropa). – *Eurygaster* spp.; seltener *Dolycoris* spp. oder *Aelia rostrata* Boh. (Pentatomidae).

Phasia theodori (Draber-Monko) [*Allophora*]. – Südeuropa, sehr vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BW (Sandhausen). – Trockene Wiesen. – Mai (in Südeuropa von A Mai bis M Sept.) – Sehr selten. – Wirte unbekannt; die verwandte *P. mesnili* (Draber-Monko) wurde aus *Eusarcoris* spp. (Pentatomidae) gezogen.

6.5.3. Catharosiini

Catharosia albisquama (Villeneuve). – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BW (Sandhausen, Kaiserstuhl, Stromberg, Mühlacker, Badenweiler). – Trockenwarme, offene Lagen (Binnendünen, Weinberge, Trockenrasen).–2 Generationen: A Mai bis M Juni und (zahlreicher) A Juli bis A Sept. – Von Blüten und im Gras zu käschern; normalerweise selten. – Wirte unbekannt.

Catharosia flavicornis (Zetterstedt). – Verstreute Funde in Europa bis Nordpolen; im Gebiet noch kein Nachweis. – Trockene, offene Landschaften bevorzugend. – Mai bis M Sept., wahrscheinlich 2 Generationen. – Bodennah lebend und daher normalerweise sehr selten gefunden. – *Emblethis verbasci* F. (Lygaeidae).

Catharosia pygmaea (Fallén). – Europa bis Skandinavien; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene, offene Landschaften bevorzugend.–2 Generationen: M Mai bis E Juni und (zahlreicher) E Juli bis M Sept. – In der Malaisefalle oder in der niederen Vegetation zu käschern; lokal nicht selten. – *Beosus maritimus* Scop. (Lygaeidae).

Litophasia hyalipennis (Fallén). – Europa bis Südengland, Südschweden; RP (Boppard, Grünstadt), BW (Kaiserstuhl). – Trockene, offene Landschaften. – M Juli bis E Aug., 1 Generation. – Von Blüten zu käschern; selten. – Wirte unbekannt.

6.5.4. Strongygastrini

Strongygaster celer (Meigen) [*Tamiclea*]. – Europa bis Skandinavien; BY (Bamberg), NB (Berlin, Genthin) / CH (Jura). – Wiesen. – M Mai bis M Juni, 1 Exemplar M Aug. – Sehr selten (häufiger in Südeuropa). – Wirte unbekannt.

Strongygaster globula (Meigen) [*Tamiclea*]. – Europa bis Belgien, St. Petersburg; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, trockene Laubwälder. – E Juni bis M Sept., 1 Generation. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa nicht selten. – *Lasius niger* L., *L. alienus* Foerst. (Formicidae).

6.5.5. Leucostomatini

Dionaea aurifrons (Meigen). – Europa bis Südengland; BW, BY, NB / A, CH. – Trokkene Wiesen. – M Mai bis M Sept. (besonders Juni/Juli). – Blütenbesucher; meist selten (häufiger in Südeuropa). – *Dicranocephalus agilis* Scop., *Riptortus clavatus* Thunb. (Coreidae).

Dionaea flavisquamis Robineau-Desvoidy. – Frankreich; BW (Kaiserstuhl) / CH (Jura). – Funddaten von A Juni bis E Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Eulabidogaster setifacies (Rondani) [*Dionaea*]. – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa; RP, BW, BY / A, CH. – Trockenhänge. – M Juni bis A Sept. – Blütenbesucher; lokal nicht selten. – *Corizus hyoscyami* L. (Coreidae).

Leucostoma abbreviatum Herting [*abbreviata*]. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BW (Kaiserstuhl) / A (Burgenland). – Funddaten A Juni bis E Juni und A Sept. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Leucostoma anthracinum (Meigen) [*anthracina*]. – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa; RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen. – E Mai bis A Sept. (ohne deutliches Maximum). – Von Blüten oder im Gras zu käschern; nicht selten. – Wirte unbekannt.

Leucostoma crassum Kugler [*crassa*]. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BW (Kaiserstuhl, Enz bei Mühlacker und Niefern), NB (Thüringen) [Aus Mitteleuropa sind bisher nur ♀ bekannt; die Revision der Gattung *Leucostoma* muß zeigen, ob es sich bei diesen Exemplaren wirklich um die echte *L. crassum* handelt.]. – Trockenhänge. – Funddaten von M Juni bis E Sept. – Selten (häufig in Südeuropa). – *Lygaeus* spp., *Tropidothorax leucopterus* Goez. (Lygaeidae).

Leucostoma meridianum (Rondani) [*meridiana*]. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; A (Burgenland). – Aug. (in Südeuropa von M Juni bis A Sept.). – Sehr selten. – *Myrmus miriformis* Fall., *Stictopleurus punctatonervosus* Goez. (Coreidae).

Leucostoma nudifacies Tschorsnig. – Spanien; A (Niederösterreich). – Juni (soweit bekannt). – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Leucostoma simplex (Fallén). – Europa bis Mittelschweden; NS, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen. – M Mai bis M Sept. (besonders Juni/Juli). – Von Blüten oder im Gras zu käschern; im wärmeren Mitteleuropa (und in Südeuropa) häufig, im Norden selten. – *Nabis myrmecoides* Costa (Nabidae).

Leucostoma tetraptera (Meigen). – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; A (Burgenland). – Funddaten von M Juni bis M Sept. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Leucostoma turonicum Dupuis [*turonica*]. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; A (Burgenland). – Funddaten von A Juni bis E Aug. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Clairvillia biguttata (Meigen). – Europa bis Belgien, Brandenburg, St. Petersburg; HE, BW, BY, NB. – Trockene Wiesen. – A Juni bis M Sept. (besonders E Juli bis M Aug.). – Im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten (häufig in Südeuropa). – *Coriomeris denticulatus* Scop. (Coreidae).

Brullaea ocypteroidea Robineau-Desvoidy. – Europa bis Brandenburg; HE, RP, BW, BY, NB / A. – Trockene Wiesen, lichte Waldränder. – M Juni bis A Sept. (besonders Juli), 1 Generation. – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten. – Wirte unbekannt.

Labigastera forcipata (Meigen) [*Dionaea*, *Labigaster*]. – Europa bis Südengland, Südschweden (Gotland); HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen. – M Mai bis A Sept. (besonders E Mai bis A Juli). – Blütenbesucher; im wärmeren Mitteleuropa lokal häufig. – *Enoplops scapha* F., *Dicranocephalus agilis* Scop. (Coreidae).

Labigastera nitidula (Meigen) [*Labigaster*]. – Südeuropa bis Mittelfrankreich (Seine-et-Oise), Wallis; im Gebiet noch kein Nachweis. – Trockene Wiesen. – M Mai bis E Aug. – In Südeuropa nicht selten. – Wirte unbekannt.

Labigastera pauciseta Rondani [*Labigaster*]. – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BW (Sandhausen) / A (Klagenfurt). – Trockene Wiesen. – A Juni bis E Juli, vereinzelte Exemplare im Sept. – In Südeuropa nicht selten. – Wirte unbekannt.

Cinochira atra Zetterstedt. – Gemäßigtes Europa bis Skandinavien; NW, BW, NB / CH. – Waldränder, Gebüsch. – M Mai bis A Okt., wahrscheinlich mehr als 2 Generationen. – In der Malaisefalle lokal häufig, sonst sehr selten zu finden. – *Drymus brunneus* Sahlb., *D. sylvaticus* F., *Scolopostethus decoratus* Hahn, *S. thomsoni* Reut., *Eremocoris plebejus* Fall. (Lygaeidae).

6.5.6. Cylindromyiini

Lophosia fasciata Meigen. – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwaldränder. – M Juli bis M Sept., 1 Generation. – Auf Blüten oder Blättern;

im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten. – *Acanthosoma haemorrhoidale* L., *Aelia acuminata* L. (Pentatomidae).

Cylindromyia auriceps (Meigen). – Europa bis Schweden (Gotland), St. Petersburg; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen. – M Juni bis M Sept. – Blütenbesucher; häufig. – *Aelia* spp., *Dolycoris baccarum* L. (Pentatomidae).

Cylindromyia bicolor (Olivier). – Südeuropa bis Südwestdeutschland; BW (Oberrhein) / A. – Trockene Wiesen, Gebüsch. – M Juli bis A Okt. (besonders Aug.). – Blütenbesucher; lokal nicht selten. – *Rhaphigaster nebulosa* Poda (Pentatomidae).

Cylindromyia brassicaria (Fabricius). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Gebüsch, Waldränder. – E Mai bis E Sept. (ohne deutliches Maximum). – Blütenbesucher; häufig. – *Dolycoris* spp. (Pentatomidae).

Cylindromyia brevicornis (Loew). – Europa bis Brandenburg; NW, HE, BW, BY, NB / A, CH. – Von der Ebene bis ins Hochgebirge (in warmen Lagen bis 2500 m). – E Mai bis A Sept. – Selten. – *Dolycoris baccarum* L. (Pentatomidae).

Cylindromyia intermedia (Meigen). – Südeuropa bis Wallis, Slowakei; A (Wien, Oetztal). – Trockene Wiesen. – E Juni bis M Sept. – Sehr selten (in Südeuropa häufig). – *Brachynema germari* Kol., *Dolycoris baccarum* L. (Pentatomidae).

Cylindromyia interrupta (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Trockene Wiesen. – M Mai bis E Sept. – Im Gras zu käschern; lokal nicht selten (in Südeuropa selten). – Wirte unbekannt.

Cylindromyia pilipes (Loew). – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa; HE, RP, BW, BY / A, CH. – Trockene Wiesen, Gebüsch. – A Juni bis M Sept. (besonders Juli). – Blütenbesucher; lokal nicht selten. – *Holcostethus vernalis* Wolff, *Dolycoris baccarum* L., *Piezodorus lituratus* F. (Pentatomidae).

Cylindromyia pusilla (Meigen). – Europa bis Skandinavien; NW, HE, BW, BY, NB / A. – Trockene Wiesen. – E Mai bis A Sept. – Von Blüten oder im Gras zu käschern; lokal nicht selten. – *Sciocoris cursitans* F. (Pentatomidae).

Cylindromyia rufifrons (Loew). – Südeuropa bis in die Slowakei. – A Juni bis E Sept. – In Südeuropa nicht selten. – *Odontotarsus* spec. (Pentatomidae).

Cylindromyia xylotina (Egger). – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa; BY (Nürnberg) / A (Wien, Burgenland). – Warme Gebirgslagen bevorzugend. – A Juni bis M Aug., wahrscheinlich nur 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Hemyda obscuripennis (Meigen). – Europa bis Paris, Sachsen; HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder, Wiesen. – Wahrscheinlich 2 Generationen: M Juni bis M Juli und E Juli bis M Sept. – Auf Blättern oder im Gras, selten auf Blüten; im wärmeren Mitteleuropa lokal nicht selten. – Möglicherweise *Arma custos* F. und *Troilus luridus* F. (Pentatomidae).

Hemyda vittata (Meigen) [*Phania*]. – Gemäßigtes Europa bis Südschweden; SH, NS, NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Laubwälder.–2 Generationen: A Mai bis A Juli und M Juli bis E Sept. – Auf Blättern; lokal nicht selten. – *Arma custos* F., *Dinorhynchus dybowskyi* Jak., möglicherweise auch *Troilus luridus* F. (Pentatomidae).

Besseria anthophila (Loew). – Alpen, Pyrenäen, St. Petersburg, Finnland; BY (München, Mittenwald) / A, CH. – Wiesen bis 1800 m. – M Juni bis A Aug., 1 Generation. – Von niederen Compositen zu käschern. – Wirte unbekannt.

Besseria dimidiata (Zetterstedt) [*bicolor* (Perris)]. – Südeuropa, vereinzelt auch in Mitteleuropa; NB (Brandenburg) / A (Wien). – Sandgebiete bevorzugend. – Funddaten von M Juni bis M Aug. – Sehr selten. – *Menaccarus arenicola* Scholtz (Pentatomidae).

Besseria lateritia (Meigen). – Südeuropa; A (Burgenland, Kärnten). – Trockene Wiesen. – A Mai bis A Aug. – Blütenbesucher; sehr selten (nicht selten in Südeuropa). – *Psacasta exanthematica* Scop. (Pentatomidae).

Besseria melanura (Meigen). – Verstreute Fundorte in Europa bis Südschweden, St. Petersburg; BY (Bamberg), NB. – Trockenwarme, offene Landschaften. – Funddaten von E Juni bis M Juli. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Besseria reflexa (Robineau-Desvoidy) [*appendiculata* (Perris)]. – Südeuropa und wärmeres Mitteleuropa; BW (Kaiserstuhl, Stromberg, Mühlacker) / A (Linzer Becken). – Trockene Wiesen. – E Mai bis A Aug. – Von Blüten und im Gras zu käschern; meist selten. – Wirte unbekannt.

Phania albisquama (Villeneuve). – Südeuropa, vereinzelt auch im wärmeren Mitteleuropa;

NB (Frankfurt/Oder). – Trockene Wiesen. – Aug. (in Südeuropa von E April bis A Aug.). – Blütenbesucher; sehr selten (in Südeuropa lokal häufig). – Wirte unbekannt.

Phania curvicauda (Fallén) [*Weberia*]. – Europa bis Schweden, Finnland; BW, BY, NB / A. – Trockene Wiesen. – M Juni bis E Juli, 1 Generation. – Lokal nicht selten. – Wirte unbekannt.

Phania funesta (Meigen) [*Weberia*, *pseudofunesta* (Villeneuve)]. – Europa bis Südengland, Norddeutschland, Nordpolen; NW, HE, RP, BW, BY, NB / A, CH. – Wiesen, Waldränder. – A Mai bis A Okt. (schwaches Maximum von M Juli bis A Aug.). – Von Blüten oder im Gras zu käschern oder in der Malaisefalle; sehr häufig. – *Legnotus limbosus* Geoffr. (Cydnidae).

Phania incrassata Pandellé. – Europa (vorwiegend Mitteleuropa) bis Westfalen; NW, HE, BW, BY, NB / A. – Wiesen, Waldränder. – M Mai bis A Juli, 1 Generation. – Lokal nicht selten. – *Sehirus bicolor* L. (Cydnidae).

Phania speculifrons (Villeneuve). – Verstreute Fundorte in Europa bis Mitteldeutschland; BW (Kaiserstuhl), NB (Sachsen) / A (Linzer Becken). – Trockene Wiesen. – M Juni bis M Juli, 1 Generation. – Sehr selten. – Wirte unbekannt.

Phania thoracica Meigen. – Europa bis Skandinavien; NB (Rügen) / A, CH. – Gebirge bevorzugend (in warmen Lagen bis 1500 m). – M Juni bis M Aug., 1 Generation. – Selten. – Wirte unbekannt.

7. Literatur

ANDERSEN, S. (1982): Revision of European species of *Siphona* Meigen (Diptera: Tachinidae). – Ent. scand. **13**: 149–172; Stockholm.

– (1984): A new species of *Siphona* Meigen from Hungary (Diptera: Tachinidae). – Folia ent. hung. **45**: 5–8; Budapest.

– (1988): Revision of European species of *Phytomyptera* Rondani (Diptera, Tachinidae). – Ent. scand. **19**: 43–80; Stockholm.

BELSHAW, R. (1993): Tachinid flies (Diptera: Tachinidae). – Handbks Ident. Br. Insects **10**, 4a(i): 169 pp.; London.

BORISOVA-ZINOV'EVA, K. B. (1966): On some species difficult to distinguish belonging to the genus *Hyperecteina* Schin. (Diptera, Larvaevoridae). – Acta ent. bohemoslov. **63**: 420–439; Praha.

DUPUIS, C. (1960): Contributions à l'étude des Phasiinae cimicophages. XXIV. Les *Gymnosoma* ouest-paléarctiques (à l'exclusion du groupe de *costata* Pz.). – Cah. Nat. **16**: 69–76; Paris.

HERTING, B. (1957): Das weibliche Postabdomen der calyptraten Fliegen (Diptera) und sein Merkmalswert für die Systematik der Gruppe. – Z. Morph. Ökol. Tiere **45**: 429–461; Berlin.

– (1960): Biologie der westpaläarktischen Raupenfliegen (Dipt., Tachinidae). – Monogrn angew. Ent. **16**: 188 S.; Berlin.

– (1966): Beiträge zur Kenntnis der europäischen Raupenfliegen (Dipt. Tachinidae) IX. – Stuttg. Beitr. Naturk. **146**: 12 S.; Stuttgart.

– (1983): Phasiinae. – *In*: LINDNER, E. (Hrsg.): Die Fliegen der paläarktischen Region, Teil **64c**: 1–88; Stuttgart.

– (1984): Catalogue of Palearctic Tachinidae (Diptera). – Stuttg. Beitr. Naturk. (A) **369**: 228 pp.; Stuttgart.

HERTING, B. & DELY-DRASKOVITS, A. (1993): Family Tachinidae. – *In*: SOÓS, Á. & PAPP, L. (Edit.): Catalogue of Palearctic Diptera **13**: 118–624; Budapest.

HUBENOV, Z. K. (1982): Morphologische Untersuchungen über den Artenkomplex *Phasia crassipennis* F. (Diptera, Tachinidae). – Ent. Abh. Mus. Tierk. Dresden **45**: 91–98; Dresden.

MESNIL, L. P. (1944-1975): Larvaevorinae (Tachininae). – *In*: LINDNER, E. (Hrsg.): Die Fliegen der paläarktischen Region, Teil **64g**: 1435 S.; Stuttgart.

– (1980): Dexiinae. – *In*: LINDNER, E. (Hrsg.): Die Fliegen der paläarktischen Region, Teil **64f**: 1–52; Stuttgart.

O'Hara, J. E. (1989): Systematics of the genus group taxa of the Siphonini (Diptera: Tachinidae). – Quaestiones Ent. **25**: 1–229; Edmonton.

Riedel, M. P. (1934): Die bei Frankfurt (Oder) vorkommenden Arten der Dipteren-Familie Tachinidae (einschl. Sarcophagidae). – Dt. ent. Z. **1934**: 252–272; Berlin.

Tschorsnig, H. P. (1983): Untersuchungen zur Ökologie der Raupenfliegen (Dipt., Tachinidae) im Mooswald, am Kaiserstuhl und im Rhein-Trockenwald. – Mitt. bad. Landesver. Naturk. Naturschutz **13**: 213–236; Freiburg i. Br.

– (1985): Taxonomie forstlich wichtiger Parasiten: Untersuchungen zur Struktur des männlichen Postabdomens der Raupenfliegen (Diptera, Tachinidae). – Stuttg. Beitr. Naturk. (A) **383**: 137 S.; Stuttgart.

– (1988): Morphologie der Eier und Eilarven der Ethillini (Diptera: Tachinidae). – Stuttg. Beitr. Naturk. (A) **418**: 10 S.; Stuttgart.

Verbeke, J. (1962): Contribution à l'étude des Tachinidae africains (Diptera). – Résult. scient. Explor. hydrobiol. Lacs Kivu, Eduard et Albert **3**: 77–187; Bruxelles.

Wood, D. M. (1974): Notes on *Allophorocera* with a description of a new species (Diptera: Tachinidae) from Finland. – Can. Ent. **106**: 667–671; Ottawa.

Ziegler, J. (1993): Tachinidae. – *In*: Menzel, F. & Bährmann, R. (Hrsg.): Zweiflügler (Diptera) Ostdeutschlands; Kritische Liste ausgewählter Familien. – Nova suppl. ent. **5**: 70–82; Eberswalde.

Zimin, L. S. (1966): A review of the tribe Gymnosomatini (Diptera, Tachinidae) of the fauna of the USSR, parasitizing phytophagous bugs. – Ent. Obozr. **45**: 424–456; Moskva.

8. Alphabetisches Verzeichnis der Gattungen

A

Acemya 25, 48, 131
Acemyia 131
Actia 15, 19, 73, 151, 152
Admontia 21, 46, 130
Allophora 162
Allophorocera 37, 60, 140
Alsomyia 34, 138
Amelibaea 32, 136
Anachaetopsis 131
Ancistrophora 39, 151
Angiorhina 17, 20, 22, 38, 79, 155
Anthomyiopsis 20, 39, 71, 150
Anurogyna 151
Aphelogaster 158
Aphria 27, 77, 154
Aplomya 34, 133
Aplomyia 133
Aporotachina 128
Appendicia 25, 147
Arrhinomyia 130
Asiphona 152, 153
Athrycia 15, 84, 159
Atylomyia 27, 132
Atylostoma 27, 154

B

Bactromyia 37, 135
Baumhaueria 16, 21, 142
Bebricia 149
Belida 31, 44, 128
Bessa 28, 44, 128
Besseria 39, 40, 92, 165
Billaea 14, 80, 156
Bithia 27, 77, 154
Blepharipa 38, 61, 141
Blepharomyia 22, 82, 158
Blondelia 31, 47, 131
Bothria 33, 60, 140
Brachicheta 35, 142
Brachychaeta 142
Brullaea 41, 164
Buquetia 22, 134

C

Cadurciella 32, 136
Campogaster 161
Campylochaeta 157
Campylocheta 20, 25, 82, 157
Carcelia 23, 31, 55, 137
Catagonia 33, 135
Catharosia 13, 39, 89, 163
Ceranthia 19, 74, 152
Ceromasia 38, 140
Ceromya 19, 72, 151
Ceromyia 151
Chaetinella 132
Chaetogena 127
Chaetomera 142
Chaetoptilia 13, 160
Chaetovoria 15, 159

Chetogena 16, 28, 43, 127
Chrysocosmius 146
Chrysosomopsis 23, 146
Cinochira 12, 164
Cistogaster 40, 162
Clairvillia 41, 164
Clemelis 34, 140
Cleonice 24, 69, 148
Clytiomya 41, 161
Clytiomyia 161
Compsilura 30, 131
Conogaster 31, 128
Craspedothrix 150
Ctenophorocera 140
Cylindromyia 39, 91, 165
Cyrtophleba 15, 84, 159
Cyzenis 33, 60, 140

D

Degeeria 129
Demoticus 15, 27, 154
Dexia 14, 80, 156
Dexiomorpha 156
Dexiosoma 13, 155
Digonochaeta 150
Dinera 14, 80, 156
Dionaea 41, 89, 163
Diplostichus 28, 127
Discochaeta 140, 141
Drino 32, 36, 54, 136
Dufouria 13, 17, 19, 39, 85, 160

E

Echinomyia 143
Ectophasia 41, 85, 161
Elfia 19, 71, 150
Eliozeta 41, 85, 161
Eloceria 23, 149
Elodia 35, 60, 141
Elomya 40, 162
Elomyia 162
Emporomyia 24, 148
Entomophaga 18, 72, 151
Epicampocera 23, 134
Eriothrix 17, 24, 81, 157
Ernestia 22, 24, 67, 147
Erycia 38, 57, 138
Erycilla 37, 60, 140
Erycina 140
Erynnia 16, 141
Erynniopsis 29, 131
Erythrocera 37, 141
Estheria 14, 80, 156
Ethilla 27, 132
Eucarcelia 138
Euexorista 32, 139
Eulabidogaster 40, 164
Eumea 34, 58, 139
Eurithia 25, 67, 147
Eurysthaea 37, 141
Eurythia 147
Exorista 28, 42, 126

F

Fausta 25, 147
Freraea 40, 161
Frontina 35, 142

G

Gaedia 16, 61, 142
Gastrolepta 13, 129
Germaria 25, 65, 145
Gonia 21, 61, 142
Goniocera 16, 18, 22, 72, 151
Graphogaster 18, 72, 151
Gwenda 19, 151
Gymnochaeta 148
Gymnocheta 23, 69, 148
Gymnosoma 40, 86, 161

H

Halidaya 26, 160
Hebia 25, 142
Heliozeta 161
Helocera 149
Helomyia 162
Hemimacquartia 30, 130
Hemyda 40, 92, 165
Histochaeta 142
Huebneria 33, 136
Hyalurgus 17, 24, 68, 148
Hyleorus 15, 159
Hyperecteina 129

I

Isomera 143
Istochaeta 129
Istocheta 20, 29, 30, 46, 129

K

Kirbya 16, 84, 159
Klugia 15, 159

L

Labigaster 164
Labigastera 41, 91, 164
Lecanipa 31, 46, 130
Lecanipus 130
Leiophora 29, 130
Leskia 26, 154
Leucostoma 39, 89, 164
Ligeria 29, 131
Ligeriella 29, 131

Linnaemya 22, 24, 65, 145
Linnaemyia 145
Litophasia 13, 163
Loewia 17, 69, 148
Lomacantha 131
Lomachantha 31, 131
Lophosia 40, 164
Lydella 36, 53, 136
Lydina 24, 146
Lypha 17, 24, 67, 146

M

Macquartia 13, 20, 70, 149
Macroprosopa 20, 150
Madremyia 33, 135
Masicera 38, 61, 141
Masistylum 36, 142
Medina 30, 45, 129
Meigenia 30, 44, 128
Melisoneura 15, 155
Meriania 147
Microphthalma 13, 155
Microsoma 18, 161
Mintho 14, 17, 26, 155
Minthodes 17, 155
Murana 155
Myiophasia 155
Myxexoristops 32, 58, 139

N

Neaera 19, 150
Nemoraea 23, 145
Nemorilla 32, 50, 133
Nemosturmia 132
Neophryxe 28, 127
Nilea 34, 35, 52, 134
Nowickia 21, 64, 144

O

Ocytata 15, 35, 141
Onychogonia 22, 62, 143
Opesia 41, 87, 162
Oswaldia 31, 47, 130

P

Pachystylum 36, 142
Pales 34, 59, 140
Pandelleia 18, 161
Paracraspedothrix 29, 131
Parasetigena 28, 127
Paratrixa 31, 129
Paratryphera 27, 48, 132
Pelatachina 36, 149
Peleteria 21, 65, 144
Periarchiclops 35, 135
Peribaea 18, 74, 152
Perichaeta 129
Periscepsia 16, 158
Petagnia 21, 146
Peteina 40, 158
Peteinomima 158
Petina 158
Petinarctia 39, 158
Pexopsis 38, 141
Phania 40, 93, 165
Phasia 40, 88, 161, 162
Phebellia 32, 50, 133, 136
Phenicellia 27, 160
Phoenicella 160
Phonomyia 34, 134
Phorinia 28, 128
Phorocera 20, 28, 44, 128
Phorostoma 156
Phryno 33, 140
Phryxe 23, 33, 52, 134
Phyllomya 14, 159
Phyllomyia 159
Phytomyptera 15, 71, 151
Picconia 29, 131
Platymya 34, 139
Platymyia 134, 139
Policheta 25, 129
Prosena 14, 38, 157
Prosethilla 27, 132
Prosopaea 142
Prosopea 35, 142
Pseudogonia 22, 63, 143
Pseudopachystylum 19, 22, 149
Pseudoperichaeta 33, 53, 135
Ptesiomyia 32, 134

R

Ramonda 16, 83, 158
Redtenbacheria 26, 161
Rhacodinella 37, 140
Rhacodineura 141
Rhaphiochaeta 22, 32, 132
Rhinotachina 154
Robinaldia 29, 131
Rondania 18, 20, 23, 41, 85, 160

S

Salmacia 142
Sarromyia 17, 145
Senometopia 31, 56, 138
Servillia 144
Siphona 19, 75, 153
Sisyropa 135
Smidtia 22, 132
Solieria 26, 78, 154
Spallanzania 21, 63, 143
Spoggosia 127
Staurochaeta 29, 130

Steiniella 148
Steiniomyia 159
Stomina 14, 26, 160
Strobliomyia 152
Strongygaster 40, 89, 163
Sturmia 38, 141
Subclytia 41, 161
Synactia 18, 20, 148

T

Tachina 21, 63, 143
Tamiclea 163
Thecocarcelia 38, 138
Thelaira 14, 84, 160
Thelyconychia 36, 136
Thelymorpha 35, 142
Thelymyia 32, 134
Timavia 23, 132
Tlephusa 34, 134
Townsendiellomyia 38, 139
Trafoia 24, 82, 157
Triarthria 19, 21, 150
Trichactia 17, 23, 150
Trichoparia 130
Trigonospila 26, 129
Trixa 26, 79, 155
Tryphera 17, 137

U

Urophylloides 129

V

Vibrissina 30, 48, 131
Villanovia 14, 156
Viviania 129
Voria 15, 159

W

Wagneria 16, 83, 158
Weberia 166
Winthemia 23, 48, 132

X

Xylotachina 38, 138

Z

Zaira 30, 129
Zenillia 34, 59, 139
Zeuxia 14, 81, 157
Zophomyia 19, 148

Anschrift der Verfasser:

Dr. Hans-Peter Tschorsnig, Dr. Benno Herting, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum am Löwentor), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde

Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, 70191 Stuttgart

SMITHSONIAN DEC 01 1994 LIBRARIES

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 507	32 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Drei neue Arten der Gattung *Epistrophe* (Diptera: Syrphidae), mit einem Bestimmungsschlüssel für die deutschen Arten

Three New Species of the Genus *Epistrophe* (Diptera: Syrphidae), with a Key for the Species known from Germany

Von Dieter Doczkal, Malsch und Ulrich Schmid, Stuttgart

Mit 69 Abbildungen

Summary

Epistrophe cryptica **sp.n.** and *E. similis* **sp.n.** are described. *Syrphus melanostomoides* Strobl, 1880 is a **synonym** of *Epistrophe melanostoma* (Zetterstedt, 1843). *Epistrophe melanostomoides* sensu VAN DER GOOT (1981) is not *melanostomoides* (Strobl) and is named *Epistrophe flava* **sp.n.** *Syrphus melanostomoides* var. *obscuripes* Strobl, 1910 is a **nomen dubium**. „*Syrphus*" *montincola* Becker, 1921 does not belong to *Epistrophe*, but is a **synonym** of *Parasyrphus punctulatus* (Verrall, 1873).

A key for the species of *Epistrophe* hitherto known from Germany is given, including illustrations of the lectotypes of *Epistrophe melanostoma* (Zetterstedt, 1843) and *Epistrophe ochrostoma* (Zetterstedt, 1849).

Zusammenfassung

Epistrophe cryptica **sp.n.** und *E. similis* **sp.n.** werden beschrieben. *Syrphus melanostomoides* Strobl, 1880 ist ein **Synonym** von *Epistrophe melanostoma* (Zetterstedt, 1843). *Epistrophe melanostomoides* sensu VAN DER GOOT (1981) ist nicht mit *E. melanostomoides* (Strobl) identisch und erhält den Namen *Epistrophe flava* **sp.n.** *Syrphus melanostomoides* var. *obscuripes* Strobl, 1910 ist ein **nomen dubium**. „*Syrphus*" *montincola* Becker, 1921 gehört nicht zu *Epistrophe*, sondern ist ein **Synonym** von *Parasyrphus punctulatus* (Verrall, 1873).

Im Rahmen eines Bestimmungsschlüssels für die deutschen Arten der Gattung *Epistrophe* werden außerdem, basierend auf der Untersuchung der Lectotypen, charakteristische Merkmale von *Epistrophe melanostoma* (Zetterstedt, 1843) und *Epistrophe ochrostoma* (Zetterstedt, 1849) abgebildet.

Inhalt

1. Einleitung 2
2. Material, Danksagung, Meßmethoden und Abkürzungen 2
2.1. Material 2
2.2. Dank 2
2.3. Meßmethoden 3
2.4. Abkürzungen 3
3. Ergebnisse der Typen-Untersuchung einiger Arten 4
3.1. *Epistrophe melanostoma* (Zetterstedt, 1843) 4
3.2. *Epistrophe ochrostoma* (Zetterstedt, 1849) 8
3.3. *„Syrphus" melanostomoides* var. *obscuripes* Strobl, 1910 11
3.4. *Parasyrphus punctulatus* (Verrall, 1873) 13
4. Beschreibung neuer Arten 13
4.1. *Epistrophe cryptica* **sp.n.** 13
4.2. *Epistrophe flava* **sp.n.** 15
4.3. *Epistrophe similis* **sp.n.** 21
5. Bestimmungsschlüssel der deutschen Arten der Gattung *Epistrophe* 25
5.1. Allgemeines 25
5.2. Bestimmungsschlüssel 26
6. Literatur 31

1. Einleitung

Aus der Gattung *Epistrophe* Walker, 1852 (im Sinne von Vockeroth, 1969) waren bisher nach Peck (1988) 18 paläarktische Arten bekannt (vergleiche aber Abschnitt 3.). Davon waren neun Arten aus Deutschland sicher nachgewiesen. Eine weitere Art wurde von Doczkal et alii (1993) unter der provisorischen Bezeichnung „*Epistrophe* aff. *melanostoma*" aus Deutschland gemeldet. Die Klärung der Identität dieser Art war der Anlaß für die vorliegende Arbeit.

Einige *Epistrophe*-Arten sind taxonomisch ungenügend bekannt. So äußert zum Beispiel Vockeroth (1992) den Verdacht, bei *E. melanostoma*, *E. ochrostoma* und der nearktischen *E. terminalis* (Curran) könne es sich um ein und dieselbe Art handeln. Die Namen *E. melanostomoides* und *E. ochrostoma* werden in der Literatur offensichtlich für jeweils zwei verschiedene Arten verwendet. Bei der Klärung der Identität dieser Taxa wurden weitere, bisher unbeschriebene Arten gefunden.

Da die Determination einiger *Epistrophe*-Arten mit der verfügbaren Literatur oft erhebliche Schwierigkeiten verursacht, legen wir zusätzlich einen Bestimmungsschlüssel für alle aus Deutschland bekannten Arten vor.

2. Material, Danksagung, Meßmethoden und Abkürzungen

2.1. Material

Untersucht wurden die Lectotypen von *Epistrophe ochrostoma*, *E. melanostoma*, *E. melanostomoides* und „*Syrphus*" *montincola*. Der Bestimmungsschlüssel wurde an sämtlichen Tieren der Gattung *Epistrophe* aus den Sammlungen der Verfasser und der Sammlung des Staatlichen Museums für Naturkunde in Stuttgart (SMNS) erprobt.

2.2. Dank

Für die Ausleihe von Typusmaterial danken wir Frau Mag. E. Grasser (Naturhistorisches Museum des Benediktinerstiftes Admont), Herrn Dr. R. Danielsson (Lunds Universitet) und Herrn Dr. H. Schumann (Zoologisches Museum der Humboldt-Universität Berlin, ZMHB). Die Herren B. Brugge (Instituut voor Taxonomische Zoölogie, Amsterdam), C. Claussen (Flensburg), F. Geller-Grimm (Darmstadt), M. Hauser (Darmstadt), K. Kor-

MANN (Walzbachtal), P.-W. LÖHR (Mücke-Merlau), Dr. F. MALEC (Kassel), Dr. G. RÖDER (Hersbruck) und J.-H. STUKE (Stade) haben uns weiteres Material von *Epistrophe* aus ihren Sammlungen zur Verfügung gestellt.

2.3. Meßmethoden

Augenwinkel der ♂: Der angegebene Winkel wird von den Tangenten eingeschlossen, die an den oberen vorderen Augenrand gelegt werden (DUŠEK & LÁSKA 1985). Die Tangenten treffen sich meist etwas vor dem Punkt, an dem die Augen zusammenstoßen.

Ocellenhöcker: Die Länge wird von der vorderen Spitze des dreieckigen Höckers bis zum Kopfhinterrand gemessen, die Breite als Abstand der Parasagittalsulci.

Augenabstand der ♀: Bei der Betrachtung von oben werden zunächst die äußeren Augenränder fokussiert und die Kopfbreite gemessen (= 1), anschließend werden die inneren Augenränder fokussiert und ihr Abstand durch die hinteren Ocellen gemessen.

Antennen: Die Länge des 3. Fühlerglieds wird in Seitenansicht bestimmt. Anfangspunkt der Messung am Beginn des 3. Glieds an der Oberkante des Fühlers.

Occiput-Breite (Occiput-Länge): Schmalste Stelle des Occiputs.

Gesichtsbreite: Bei der Betrachtung von vorne wird auf beide Augenaußenränder fokussiert (= 1); anschließend werden die Augeninnenränder neben dem Mittelhöcker, dort, wo die Wangennaht die Augenränder erreicht, fokussiert und ihr Abstand gemessen.

Mundöffnung: Zur Messung liegt die Schärfenebene auf der Kopfunterseite zwischen dem Hinterrand der Mundöffnung und den Vorderecken, an denen die Mundöffnung abknickt. Gemessen wird die Gesamtlänge (*L*) und die maximale Breite (*B*).

Clypeus: Längenmaß wird am Außenrand genommen (ohne „Postclypeus"), Breitenmaß in der Mitte des Clypeus.

Abstand zwischen Mundrand und Auge: Mundrand und unterer Augenrand müssen zur Messung in derselben Ebene liegen. Der kleinste Abstand wird gemessen.

„Breite" der Binden: Die „Bindenbreite" (da es sich um eine Meßstrecke in der Längsachse des Tieres handelt, eigentlich Bindenlänge) wird in Relation zur Tergitlänge (= 1) angegeben.

Gesamtlänge des Körpers: Messung ohne Fühler.

Genaue Meßwerte werden als Dezimalzahlen angegeben. Ist keine genaue Messung möglich (zum Beispiel wegen unscharfer Grenze) oder werden Schätzwerte angegeben, wird ein Bruch verwendet. – In der morphologischen Terminologie folgen wir im wesentlichen VOCKEROTH & THOMPSON (1987). – Zeichnungen wurden mit Hilfe von Zeichentuben am Binokular (WILD M8) oder am Mikroskop (ZEISS Axioplan) angefertigt (Genitalzeichnungen).

2.4. Abkürzungen

B = Breite, – *bm* = basalmediale Flügelzelle, – *br* = basalradiale Flügelzelle, – *cx* = Coxa, – *f* = Femur, – *H* = Höhe, – *L* = Länge, – *M* = Media, – *p* = Bein, – *R* = Radius, – *r* = radiale Flügelzelle, – *St* = Sternit, – *t* = Tibia, – *ta* = Tarsus, – *tr* = Trochanter, – *T* = Tergit.

Sammlungen: *CC* = C. CLAUSSEN, – *DD* = D. DOCZKAL, – *GG* = F. GELLER-GRIMM, – *JS* = J.-H. STUKE, – *KK* = K. KORMANN, – *LÖ* = P.-W. LÖHR, – *MH* = M. HAUSER, – *RÖ* = G. RÖDER, – *SE* = C. SCHMID-EGGER, – *SMNS* = Staatliches Museum für Naturkunde Stuttgart, – *US* = U. SCHMID, – *ZMHB* = Zoologisches Museum der Humboldt-Universität Berlin.

3. Ergebnisse der Typen-Untersuchungen einiger Arten[1])

Die Grenzen der Gattung *Epistrophe* Walker, 1852 haben sich im Laufe der Zeit stark verändert. CURRAN (1925; zit. aus VOCKEROTH 1969) stellte aus der damaligen Großgattung *Syrphus* diejenigen Arten, bei denen die Seitenränder der Tergite nach unten umgeschlagen und nicht „gerandet" sind, in die Gattung *Epistrophe*. Diese Einteilung wurde unter anderem von SACK (1928–1932) übernommen. Wie durch die Untersuchungen nachfolgender Autoren, insbesondere die bahnbrechende Gattungsrevision der Syrphini von VOCKEROTH (1969), bekannt, ist dieses Merkmal zur Gattungsabgrenzung innerhalb der Syrphini von untergeordneter Bedeutung. Gerade in der Gattung *Epistrophe* sensu VOCKEROTH ist bei einigen Arten eine beträchtliche Variabilität dieses Merkmals selbst innerhalb einer Art festzustellen. Als Folge davon enthält *Epistrophe* sensu SACK neben Arten, die auch heute noch zu *Epistrophe* gestellt werden, viele Arten, die jetzt den Gattungen *Episyrphus* Matsumura & Adachi, 1917, *Melangyna* Verrall, 1901, *Meliscaeva* Frey, 1946 und *Parasyrphus* Matsumura, 1917 zugeordnet werden. Von den bei PECK (1988) noch als „*Epistrophe*" aufgeführten Arten wurden inzwischen in andere Gattungen überführt: *Epistrophe helvetica* Sack, 1938 = *Parasyrphus nigritarsis* (Zetterstedt, 1843) (MAIBACH et alii 1992) und *Epistrophe nigroepistomata* Shiraki & Edashige, 1953 = *Parasyrphus punctulatus* (Verrall, 1873) (MUTIN, 1990).

3.1. *Epistrophe melanostoma* (Zetterstedt, 1843)

Scaeva melanostoma Zetterstedt, 1843: 711.
= *Syrphus melanostoma* var. *major* Strobl, 1880: 15.
= *Syrphus melanostomoides* Strobl, 1880: 60, **syn. nov.**

Der Lectotypus von *E. melanostoma* wurde von uns untersucht. Er befindet sich in der Sammlung des Museum of Zoology and Entomology der Universität Lund. Originalbeschreibung und Lectotypus stimmen mit dem Gebrauch dieses Namens überein (Abb. 11–15). Der Lectotypus trägt folgende Etiketten: (1) *S. melanostoma* ♀. Haparanda [handschriftlich], (2) 1981, 422, (3) Lectotype, J. A. W. LUCAS, 5. 3. 1984, (4) 1993, 361.

Der Lectotypus von *Syrphus melanostomoides* wurde von uns ebenfalls untersucht. Er befindet sich in der STROBL-Sammlung im Naturhistorischen Museum des Benediktinerstiftes Admont und trägt folgende Etiketten: (1) 1204, (2) *S. melanostomoides* m. [und eine Zeile, die mit unleserlichen Zeichen beginnt und mit 1/5 ♂ ♀ endet] [handschriftlich], (3) *Syrphus melanostomoides* Strobl, Typenexemplar, rev. G. MORGE 1961, (4) *Syrphus melanostomoides* Strobl ♂, Lectotype, T. R. NIELSEN design. 1981.

Sowohl die Originalbeschreibung als auch der Lectotypus von *Syrphus melanostomoides* Strobl belegen die Identität mit *E. melanostoma* (Abb. 1–4).

Weiteres Material

Baden-Württemberg: 1♀ Altenheim b. Kehl 26. 5. 89 (DD); – 1♂ Bietigheim b. Rastatt 7. 5. 85 (DD); – 1♀ Ettlingen-Oberweier 19. 5. 85 (DD), 1 ♀ 6. 5. 88 (DD); – 1♂ Freiburg 1. 4. 90 (JS), 1♂ 2. 4. 90 (JS), 1♂ 20. 4. 90 (JS), 1♂ 28. 4. 90 (JS), 1♀ 11. 5. 90 (JS), 1♀ 19. 5. 90 (JS), 1♀ 18. 5. 92 (JS); – 1♂ Gaggenau-Hörden 18. 5. 86 (DD), 1♂ 1. 5. 87 (DD), 1♀ 25. 5. 91

---

[1]) Kurz vor Abschluß des Manuskripts erhielten wir die Mitteilung, daß Dr. V. A. MUTIN (Komsomolsk-na-Amure) neue paläarktische Arten der Gattung *Epistrophe* beschrieben hat. Ob seine Arbeit bereits im Druck oder erschienen ist, war jedoch nicht in Erfahrung zu bringen. Von Herrn C. CLAUSSEN erhielten wir Paratypen zweier von MUTIN neu beschriebener Arten (*E. latifrons* und *E. olgae*) zur Ansicht, die mit den hier beschriebenen Arten jedoch nicht identisch sind.

(DD); – 1♂ Geisingen 7. 5. 90 (DD); – 1♂ Grißheim 1. 5. 93 (JS); – 3♀ Häfnerhaslach 9. 5. 91 (SMNS, US), 1♀ 6. 5. 92 (SMNS), 1♂ und 5♀ 13. 5. 92 (SMNS, US); – 1♂ Haueneberstein 12. 5. 92 (DD); – 1♀ Hürben/Schwarzwald 6. 5. 90 (JS); – 2♀ Kappel b. Lahr 3. 5. 90 (DD); – 1♂ Kaiserstuhl Badberg 16. 4. 91 (JS); – 1♀ Kuppenheim 1. 5. 89 (DD); – 1♀ Malsch 5. 5. 85 (DD), 1♀ 11. 5. 85 (DD), 1♀ 8. 5. 87 (DD), 1♀ 28. 4. 88 (DD), 1♀ 14. 5. 88 (DD), 2♂ 24. 5. 88 (DD), 1♀ 20. 4. 89 (DD), 1♀ 29. 4. 90 (DD), 1♀ 24. 5. 91 (DD); – 2♀ Mössingen 18. 5. 90 (DD); – 1♀ Muggensturm 11. 5. 85 (DD), 1♂ 30. 4. 92 (DD); – 1♀ Rastatt 12. 5. 85 (DD), 2♀ 12. 4. 90 (DD); – 1♂ Reute b. Emmendingen 14. 4. 91 (JS) – 1♂ Sandhausen 12. 5. 92 (SMNS); – 1♀ Sandweier 22. 5. 91 (DD); – 1♀ Stuttgart 13. 5. 91 (US), 1♂ 7. 5. 92 (US), 1♀ 12. 5. 92 (US); – 1♀ Tübingen 5. 6. 81 (US), 1♀ 16. 5. 83 (US); – 1 ♀ Umkirch 14. 4. 91 (JS); – 1♂ und 3♀ Untergrombach 4. 5. 90 (DD); – 1♀ Unterjesingen 20. 5. 83 (US); – 1♂ Wannweil 29. 4. 87 (US), 1♂ 1. 5. 88 (US), 1♀ 12. 6. 88 (US), 1♂ 7. 5. 89 (US).
Rheinland-Pfalz: 1♀ Insheim 16. 4. 89 (DD).
Italien: 2♀ Vinschgau, Schliniger Tal 2. 6. 93 (JS).

Diagnose (Abb. 1–15)

Kopf: Gesicht breit (♂: 0,51–0,53; ♀: 0,45–0,50 der Kopfbreite), vorderer Augenwinkel beim ♂ 92°–98°, Ocellenhöcker des ♂ mäßig breit (1,5–1,8 × so lang wie breit) (Abb. 5–8), ♀ mit oben mäßig weit getrennten Augen (bei den Hinterocellen 0,220–0,255 der Kopfbreite) (Abb. 13). Occiput beim ♂ an der engsten Stelle breiter als bei den ähnlichen Arten (0,07–0,12 mm) (Abb. 7–8). Gesicht größtenteils bestäubt. Behaarung des Gesichts und der Genae meist ganz gelb oder mit einigen schwarzen Haaren. Clypeus mäßig breit (0,25–0,32 mm), vollständig bestäubt oder Bestäubung von den Seitenrändern her ± reduziert (Abb. 67). Mundöffnung breit (L:B = 1,4–1,7). Abstand zwischen Mundrand und Augen klein (0,47–0,60 mm). Mundrand und Genae in unterschiedlicher Ausdehnung schwarz, nur ausnahmsweise (fast) ganz gelb. Stirn oben schwarz, nach unten unscharf begrenzt, normalerweise mit einem halbmondförmigen unbestäubten schwarzen Fleck über der Lunula, der in der Mitte mit der schwarzen Zeichnung der oberen Stirn verbunden, oft aber stark reduziert ist (Abb. 7–8, 13). Bei besonders dunklen Tieren ist die Stirn nur kleinflächig (vom Gesicht einstrahlend) gelb, die gelbe Farbe unter der dicken gelbgrauen Bestäubung, die nur einen halbmondförmigen (manchmal in der Mitte schmal unterbrochenen) Fleck oberhalb der Lunula frei läßt, oft schwer zu erkennen. Fühler gelbrot, 3. Glied oben verdunkelt.

Thorax: Scutum schwach bestäubt, ± glänzend. Scutellum gelb behaart, beim ♂ manchmal mit einigen (bis etwa 10) schwarzen Haaren am Hinterrand. Metasternum unbehaart, selten mit einzelnen Haaren. Beim ♂ f_1 und f_2 an der Basis zu ≥ 1/4 geschwärzt, f_3 nur auf der Unterseite auf ≤ 2/5 der f-Länge gebräunt oder geschwärzt (zuweilen ganz gelb), Oberseite stets in ganzer Länge gelb. t_3 ohne Ring. Beim ♀ alle p ganz gelb, nur die distalen 3–4 Glieder der ta_3 oben etwas dunkler (aber ohne auffallenden Farbkontrast zu t_3). Die schwarze Behaarung der Vorderseite von f_3 nimmt 2/5–3/4 des distalen Endes ein, wobei Tiere mit relativ stark geschwärzten f eine besonders ausgedehnte und helle Tiere eine reduzierte schwarze Behaarung aufweisen. t_3 außen (fast) ganz schwarz behaart.

Abdomen: Vorder- und Hinterrand der Flecken auf T2 divergierend, beim ♀ hat der Raum zwischen dem Vorderrand von T2 und dem Vorderrand der Flecken ≤ 1/2 der Fleckenlänge (Abb. 15). T3 und T4 mit breiten Binden (ungefähr 0,5–0,6 der Tergit-Länge), die hinten flach ausgeschnitten sind und meist (vor allem auf T4) eine

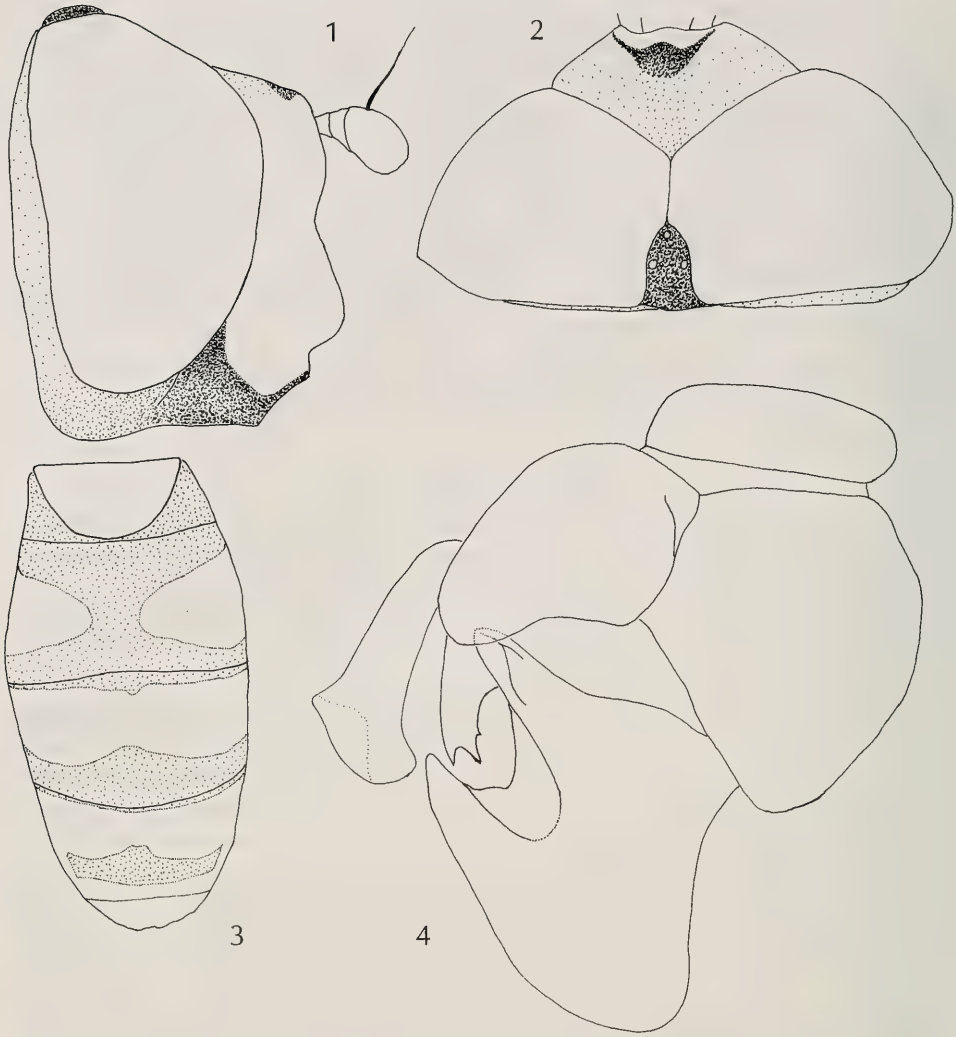


Abb. 1–4. *Epistrophe melanostoma* (Zetterstedt), ♂ [*Syrphus melanostomoides* Strobl, Lectotypus]. – 1. Kopf lateral. – 2. Kopf dorsal (links hinten eingedrückt). – 3. Abdomen dorsal. – 4. Genitalapparat lateral.

kurze nach hinten gerichtete Spitze aufweisen. T5 ganz gelb oder mit dreieckigem schwarzem Fleck in der Mitte, der ≤ 1/3 der Tergit-Breite einnimmt. ♂-Genital: Surstyli gedrungen, mit konvexem Oberrand und breit abgerundeter Spitze (Abb. 4). Distiphallus in Aufsicht nur leicht ausgebaucht und ohne deutliche subapikale Einschnürung. Distaler Rand des Basiphallus ± gerade bis schwach geknickt, bildet mit dem oberen Rand einen ± rechten Winkel. Ventraler Fortsatz des Basiphallus mit zwei vergleichsweise kurzen Zähnen (der obere meist nur wenig kürzer als der untere), der Innenrand oft zusätzlich mit einem winzigen Zähnchen (Abb. 10).

Variabilität: Die Art ist in den meisten Merkmalen variabler als die anderen *Epistrophe*-Arten und manche Exemplare weichen in einzelnen Merkmalen stark ab.

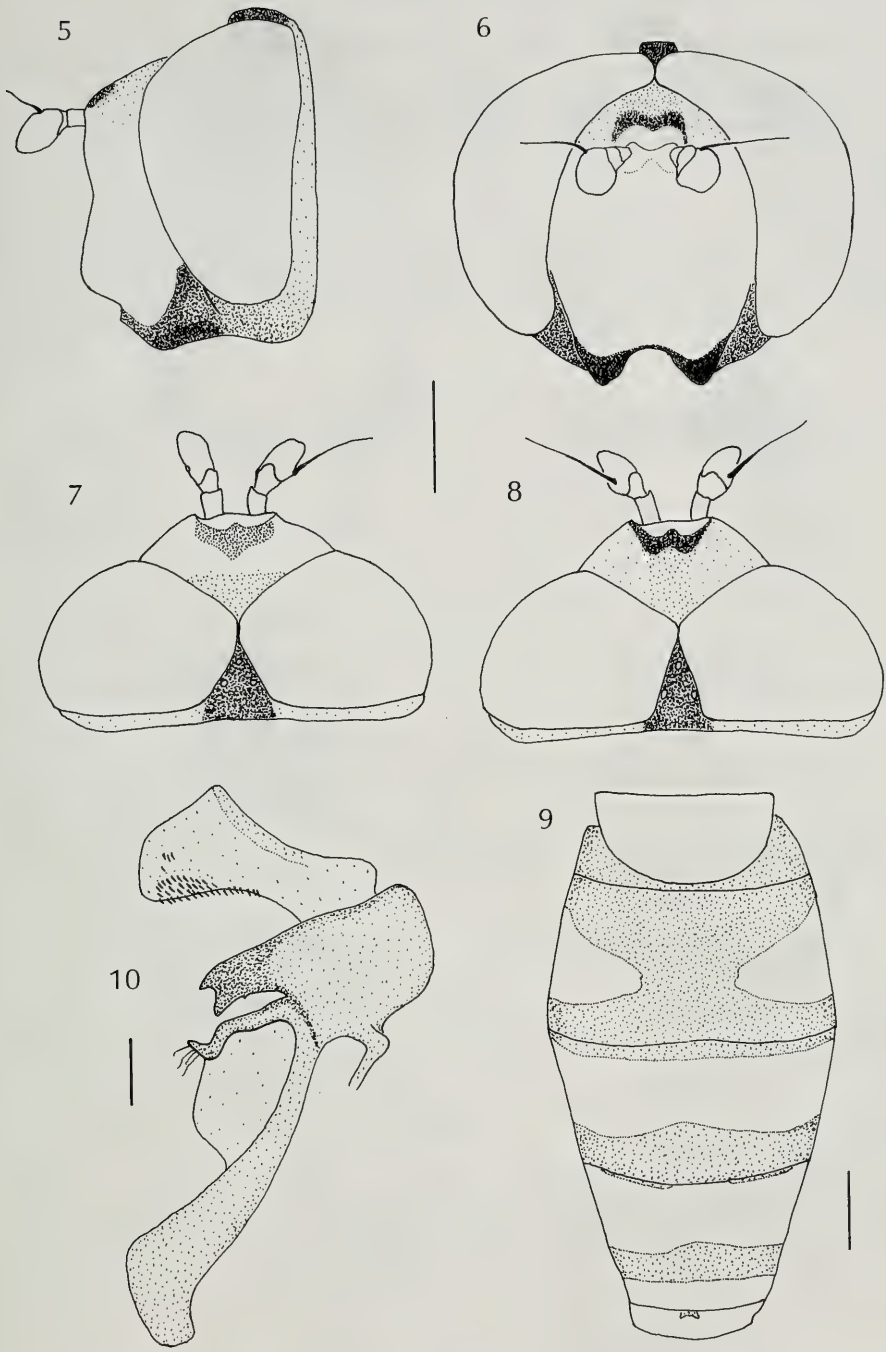


Abb. 5–10. *Epistrophe melanostoma*, ♂ (Wannweil 1. 5. 88, coll. US). – 5. Kopf lateral; – 6. Kopf frontal. – 7. Kopf dorsal; – 8. Kopf dorsal (Wannweil 29. 4. 87, coll. US); – 9. Abdomen dorsal (Wannweil 1. 5. 88); – 10. Aedeagus lateral (Häfnerhaslach 13. 5. 92, coll. US). – Maßstriche: 1 mm (Abb. 5–9); 0,1 mm (Abb. 10).

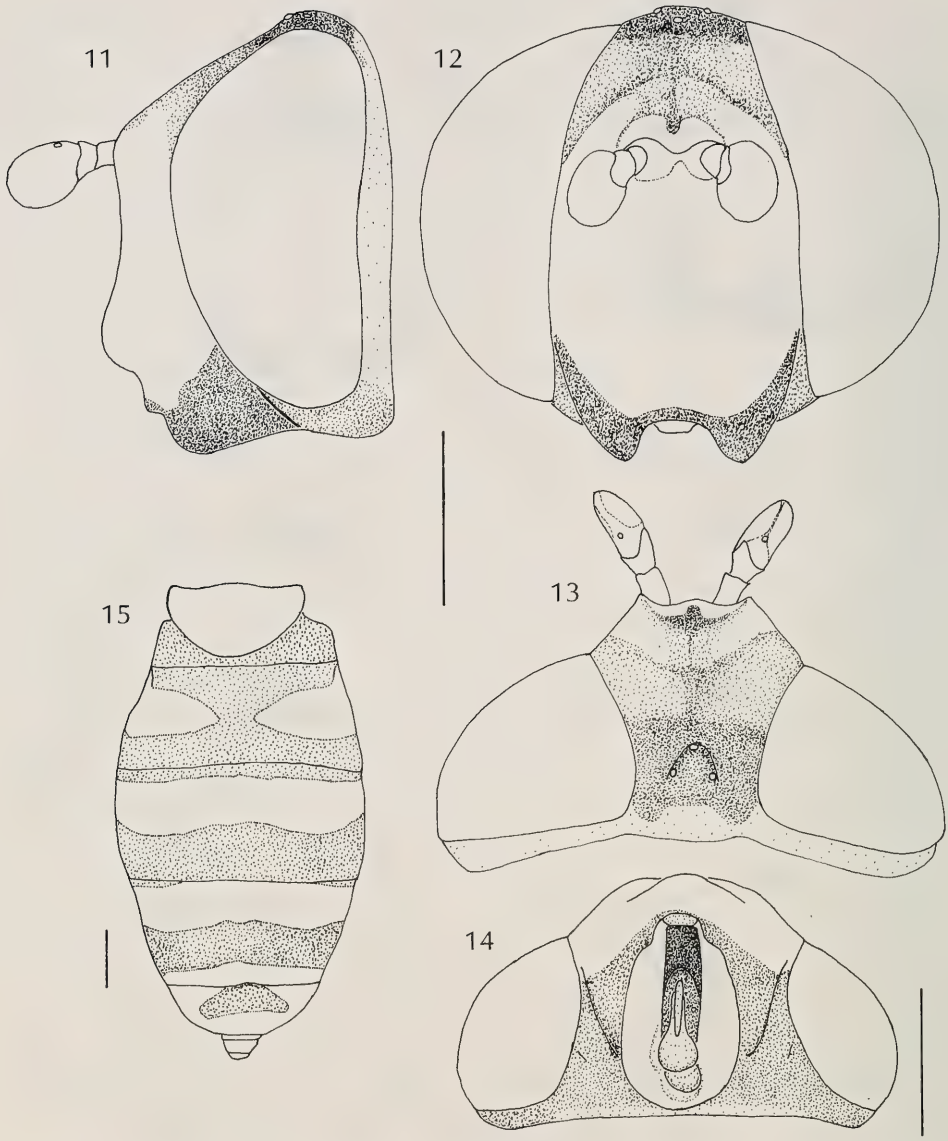


Abb. 11–15. *Epistrophe melanostoma*, Lectotypus, ♀. – 11. Kopf lateral; – 12. Kopf frontal; – 13. Kopf dorsal; – 14. Kopf ventral; – 15. Abdomen dorsal (anderes Individuum mit fast identischem Muster, Malsch 27. 5. 92, coll. DD; Abdomen des Lectotypus sehr stark deformiert). – Maßstriche: 1 mm.

3.2. *Epistrophe ochrostoma* (Zetterstedt, 1849)

Scaeva ochrostoma Zetterstedt, 1849: 3133.

Der Lectotypus wurde von uns untersucht. Er befindet sich in der Sammlung des Museum of Zoology and Entomology der Universität Lund. Originalbeschreibung und Lectotypus von *E. ochrostoma* stimmen mit dem Gebrauch dieses Namens in den Bestimmungsschlüsseln von van der Goot (1981) und Verlinden (1991) überein (Abb. 21–25). Dagegen bezieht

SPEIGHT (1988) den Namen auf *Epistrophe flava* n. sp., wie schon beispielsweise SACK (1928–1932) und SÉGUY (1961).

Der Lectotypus von *Epistrophe ochrostoma* trägt folgende Etiketten: (1) kleines schwarzes Quadrat, (2) *S. ochrostoma* n. sp. ♀ (*nitidicollis* Ins. lapp.) Lyksele [handschriftlich], (3) 1981, 419, (4) Lectotype, J. A. W. LUCAS, 5. 3. 1984, (5) 1993, 358.

Weiteres Material

1♂ Baden-Württemberg, Knielingen, 28. 4. 1978 (KK); – 2♂ Berlin Finkenkrug, 14. 4. 1918 (ZMHB); – 1♀ Bayern, Dachau, 25. 4. 1913 (SMNS); – 1♀ Nimptsch, Schles., 5. 5. 1909 (ZMHB); – 1♀ Baden-Württemberg, Malsch, 18. 4. 1988 (DD).

Diagnose (Abb. 16–27)

Kopf: Gesicht sehr breit (♂: 0,55; ♀: 0,52–0,54 der Kopfbreite) (Abb. 17, 22), ♂ mit großem vorderem Augenwinkel (104°–110°) und breitem Ocellenhöcker (L:B = 1,35–1,46) (Abb. 18), ♀ mit oben breit getrennten Augen (bei den Hinterocellen 0,26–0,29 der Kopfbreite) (Abb. 27). Occiput beim ♂ an der engsten Stelle sehr schmal (0,05–0,06 mm) (Abb. 18). Gesicht nur an den Augenrändern bestäubt, überwiegend unbestäubt und glänzend. Behaarung des Gesichts und der Genae teilweise schwarz (wenigstens einzelne Haare). Clypeus sehr schmal (0,15–0,19 mm), ganz unbestäubt oder am vorderen Ende kleinflächig bestäubt (Abb. 66). Mundöffnung schmal (L:B = 1,7–2,0). Abstand zwischen Mundrand und Augen groß (0,6–0,7 mm) (Abb. 24). Mundrand bei mitteleuropäischen Tieren gelb, aber Genae zuweilen teilweise verdunkelt. Stirn oberhalb Lunula gelb, beim ♂ ungefähr die obere Hälfte schwarz (Grenze unscharf), beim ♀ mit charakteristischer scharfer Grenze zur Schwarzfärbung. Stirn beim ♂ mit Ausnahme zweier Flecken oberhalb der Lunula-Seitenarme ganz silbergrau bestäubt. Beim ♀ trägt die Depression große Seitenflecken. Oberhalb der Depression und in der Stirnmitte (mit Ausnahme eines schmalen Mittelstreifens) ist die Stirn aber unbestäubt oder es ist nur ein schmaler Streifen am Rand des Ocellenhöckers bestäubt (Abb. 27). Fühler gelbrot.

Thorax: Scutum schwach bestäubt, ± glänzend. Scutellum gelb behaart. Metasternum unbehaart. f_1 und f_2 an der Basis auf ≤ 1/5 ihrer Länge schwach gebräunt oder ganz gelb. f_3 ganz gelb, schwarze Behaarung nimmt auf der Vorderseite ungefähr die distale Hälfte ein. t_3 ohne Ring, Vorderseite überwiegend oder ganz schwarz behaart. Alle ta gelb (2.–5. Glied der ta_3 geringfügig dunkler).

Abdomen: Gelbe Binden von T3 und T4 breit (ungefähr 0,5–0,6), hinten flach ausgeschnitten. Schwarzzeichnung von T5 nimmt beim ♂ ≤ 1/4 der Tergit-Breite ein, beim ♀ etwa 1/3–9/10 (Abb. 19, 25–26). ♂-Genital: Surstyli ähnlich *E. melanostoma*. Distiphallus erweitert sich in Aufsicht gleichmäßig, ohne deutliche subapikale Einschnürung. Der ± stark geknickte distale Rand des Basiphallus bildet mit dem oberen Rand einen spitzen Winkel. Ventraler Fortsatz des Basiphallus lang und schlank, der obere Zahn deutlich kürzer und schmaler als der untere (Abb. 20).

Bemerkung

Ein uns vorliegendes ♂ von *Epistrophe terminalis* (Curran, 1925) (det. J.R. VOCKEROTH; coll. JS) ist in allen von uns als relevant erachteten Merkmalen identisch mit *E. ochrostoma*, was die Vermutung von VOCKEROTH (1992:86), es könne sich um ein Synonym dieser Art handeln, zu bestätigen scheint.

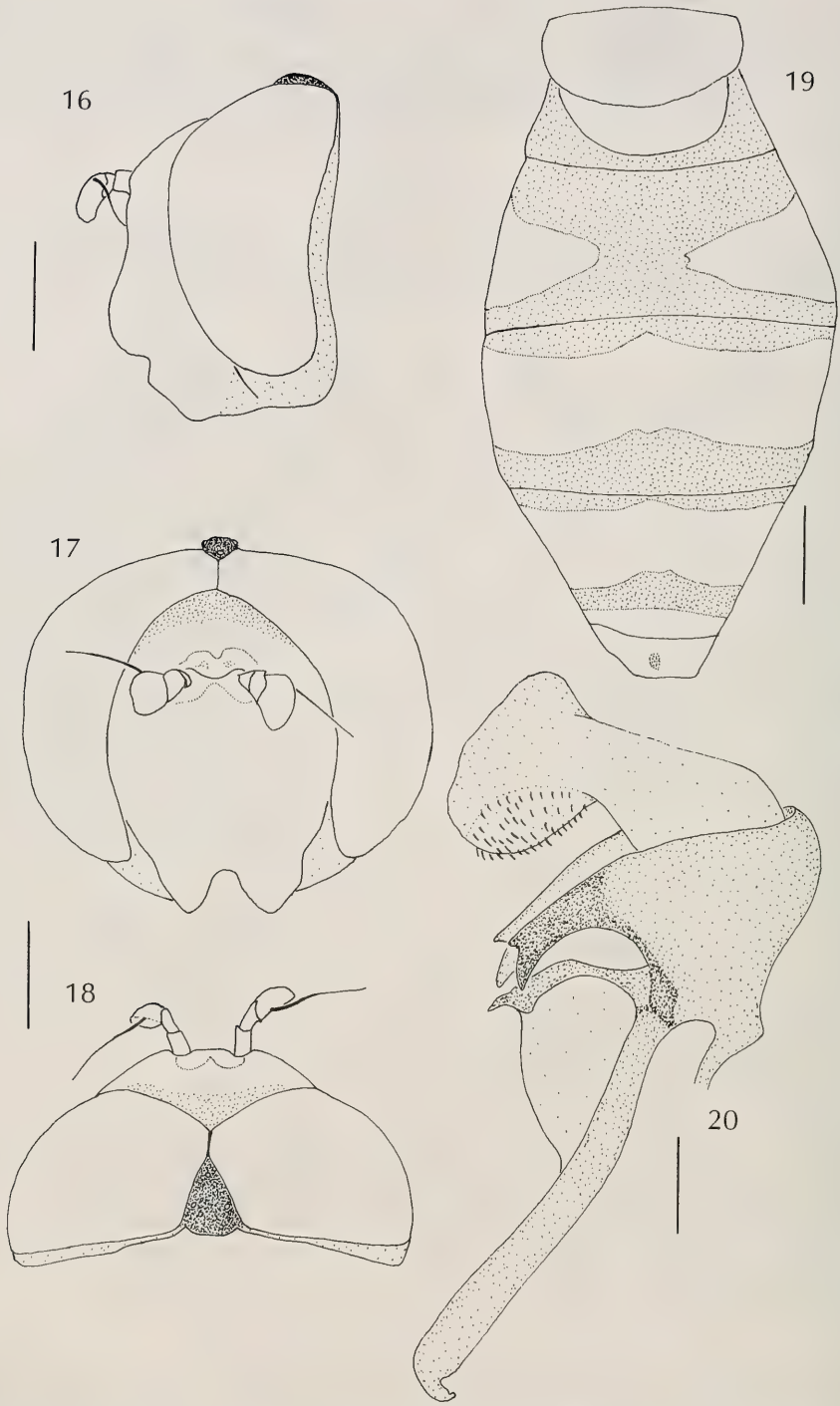


Abb. 16–20. *Epistrophe ochrostoma* (Zetterstedt), ♂ (Knielingen 28. 4. 78, coll. KK). – 16. Kopf lateral; – 17. Kopf frontal; – 18. Kopf dorsal; – 19. Abdomen dorsal. – 20. Aedeagus lateral. – Maßstriche: 1 mm (Abb. 16–19); 0,1 mm (Abb. 20).

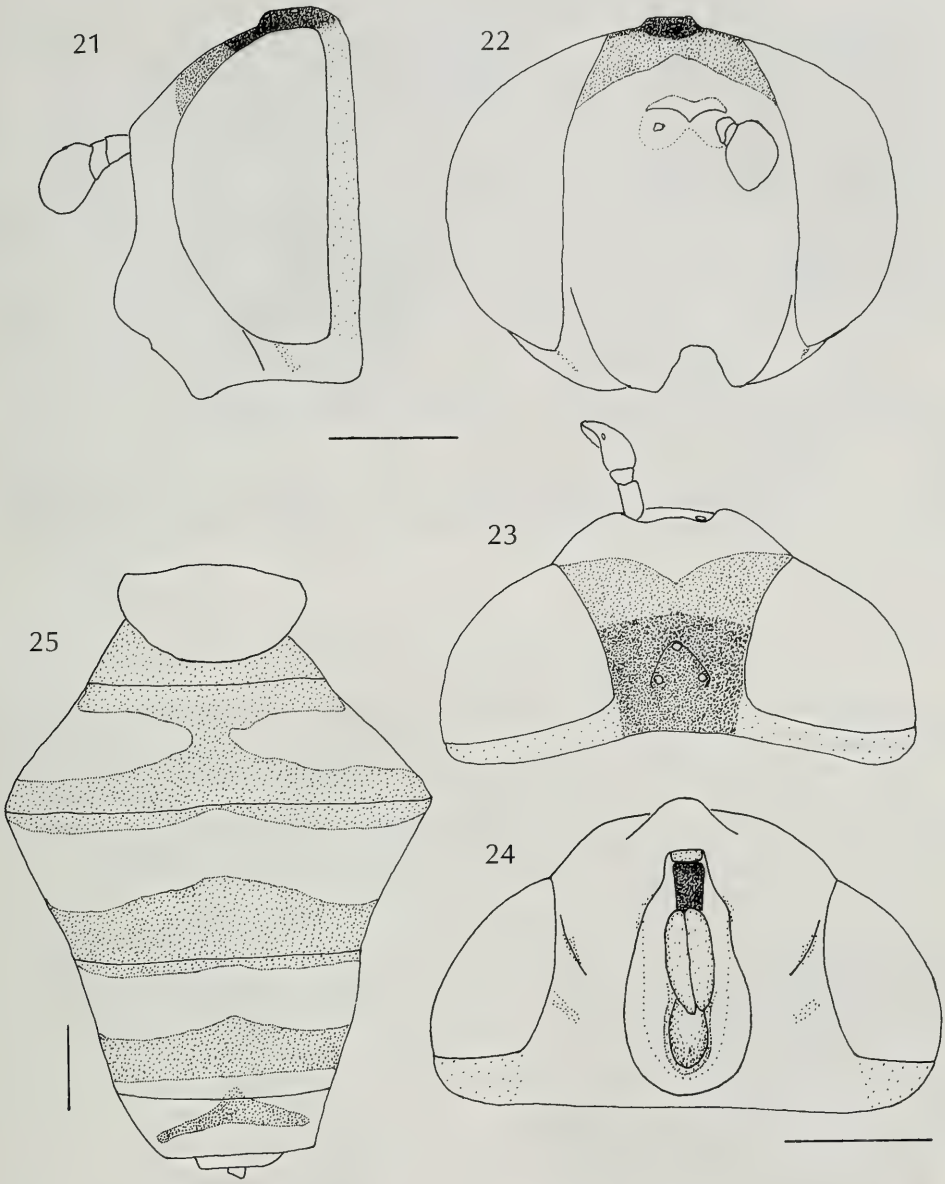


Abb. 21–25. *Epistrophe ochrostoma*, Lectotypus, ♀ (Bestäubungsmerkmale der Stirn schlecht erhalten). – 21. Kopf lateral; – 22. Kopf frontal; – 23. Kopf dorsal; – 24. Kopf ventral; – 25. Abdomen dorsal (nach Tergit 2 abgeknickt). – Maßstriche: 1 mm.

3.3. „*Syrphus*" *melanostomoides* var. *obscuripes* Strobl, 1910

Strobl (1910:99) beschrieb eine „auffallend dunkelbeinige var. *obscuripes*" seines *Syrphus melanostomoides* (= *Epistrophe melanostoma*, siehe 3.1.) mit den Worten: „Beim normalen ♂ sind die Beine (mit Ausschluß der Hüften) durchaus rotgelb; bei diesem ♂ aber ist das Basaldrittel der vorderen und die Basalhälfte der Hinterschenkel schwarz; die Hinterschienen

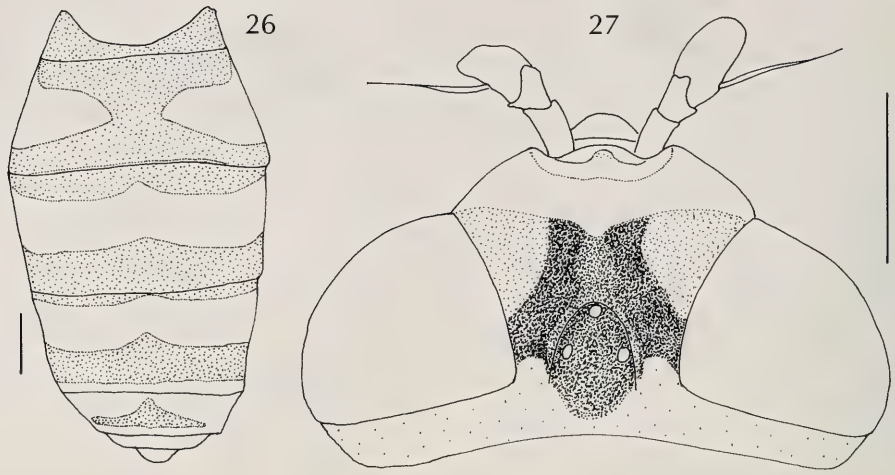


Abb. 26–27. *Epistrophe ochrostoma*, ♀ (Malsch 18. 4. 88, coll. DD). – 26. Abdomen dorsal; – 27. Kopf dorsal (typische Bestäubungsmerkmale). – Maßstriche: 1 mm.

besitzen ein braunes Mittelbändchen und die 4 letzten Tarsenglieder aller Beine sind ganz oder größtenteils dunkel."

Syrphus melanostomoides forma *obscuripes* Strobl ist lediglich im unveröffentlichten Catalogus Dipterorum Collectionis Strobl. Pars I, p.98 aufgeführt (Morge 1976). Dagegen fehlt sie im Dipteren-Verzeichnis der „Hauptsammlung" Strobls (Morge 1978) ebenso wie im Katalog der Stroblschen „Typensammlung" (Morge 1974, 1984). In der Sammlung Strobl in Admont war weder in der Typen- noch in der Nachtragssammlung ein Exemplar von *obscuripes* auffindbar (Grasser in litt.).

Die Merkmalskombination „ähnlich *melanostoma*", „Beine mit ausgedehnten dunklen Bereichen" sowie das „braune Mittelbändchen" der Hintertibien trifft auf die ♂ der hier beschriebenen Arten *E. cryptica* sp.n. und *E. similis* sp.n. zu. Dagegen sind bei beiden Arten die 4 letzten Tarsenglieder nicht „ganz oder größtenteils dunkel". Die ta_1 und ta_2 sind nur schwach verdunkelt (nur der Holotypus von *E. cryptica* hat stark verdunkelte ta_1), und das letzte Tarsenglied ist von der gleichen Farbe oder noch heller als die Tibien (nur bei 1♂ und 2♀ von *E. similis* basal 1/4 verdunkelt). Bei *E. cryptica* ist auch das 1. Tarsenglied verdunkelt.

Der Name *obscuripes* Strobl läßt sich daher nicht auf eine bekannte Art der Gattung *Epistrophe* beziehen, zumal die habituell am stärksten ins Auge fallenden Unterschiede der hier neu beschriebenen Arten zu *E. melanostoma*, nämlich die schmalen Tergit-Binden und bei *E. similis* die Größe, in der Beschreibung von *obscuripes* Strobl nicht erwähnt sind.

Unserer Ansicht nach ist das Taxon *obscuripes* Strobl ohne Untersuchung des Typus nicht sicher zu deuten; der Typus scheint verschollen zu sein. Die Festlegung eines Neotypus von *obscuripes* für eine der unten neu beschriebenen Arten ist nicht möglich, weil die Beschreibung einen Widerspruch zu den vorliegenden Arten enthält [cf. Artikel 75d (4) des ICZN]. Wir betrachten den Namen *obscuripes* Strobl, der seit seiner Beschreibung nicht mehr in Gebrauch ist, als **nomen dubium**.

3.4. *Parasyrphus punctulatus* (Verrall, 1873)

= *Syrphus montincola* Becker, 1921: 51, **syn.nov.**
= *Epistrophe monticola* (Becker, 1921) [falsche Schreibweise bei SACK (1928–32), SZILÁDY (1940) und PECK (1988)].
= *Epistrophe punctulata* v. *monticola* Becker: SZILÁDY (1940).

Die von SACK (1928–1932) für Österreich und Deutschland (Oberharz) gemeldete Art *Syrphus montincola* Becker, seit SACK (l.c.) in die Gattung *Epistrophe* gestellt und bei PECK (1988) ebenfalls dort aufgeführt, ist, wie schon SZILÁDY (1940) vermutete, ein Synonym von *Parasyrphus punctulatus* (Verrall). Eines der Männchen, das BECKER (1921) bei der Beschreibung vorlag, ist noch vorhanden. Es ist identisch mit *Parasyrphus punctulatus* [Determination mit GOOT (1981), MUTIN (1990) und SPEIGHT (1991)] und wurde von uns als Lectotypus festgelegt.

Es trägt folgende Etiketten: (1) Rettenegg, Styr. sept., Holz., (2) Sammlung Dr. TH. BECKER (3) 61537.V. [handschriftlich], (4) *montincola* Beck [handschriftlich], (5) *Parasyrphus punctulatus* Verr. ♂ [handschriftlich] det. DOCZKAL 1993, (6) Typus [roter Zettel] [dieser Zettel wurde nachträglich angebracht!], (7) Zool. Mus. Berlin, (8) Lectotypus *Syrphus montincola* Becker, 1921 design. DOCZKAL & SCHMID 1994.

Über den Verbleib des zweiten von BECKER (1921) erwähnten Tieres ist uns nichts bekannt.

4. Beschreibung neuer Arten

4.1. *Epistrophe cryptica* sp.n.

Der Holotypus (in coll. SMNS) trägt folgende Etiketten: (1) Baden-Württemberg, Malsch bei Karlsruhe, Lehmgrube Heubusch, UTM MV51, 20. 4. 1989, leg. D. DOCZKAL (2) Typus *Epistrophe cryptica* Doczkal & Schmid 1994.

Paratypen: 1♂ D: TK25:6004, 1,1 km N Pfeffingen, 4. 5. 1993, F. MALEC leg. (coll. MALEC); – 1♀ Bayern, Hersbruck, 3,5 km SOzS, 1a-Waldwiese, 23. 5. 1976, G. RÖDER leg. (coll. SMNS); – 1♀ Liegnitz, 7818 [leg. BECKER?], (coll. ZMHB).

Beschreibung

Männchen (Holotypus)

Kopf (Abb. 28–30): Gesichtshöcker im Profil nasenförmig. Gesichtsbreite 0,50 der Kopfbreite. Ocellenhöcker 1,8 x so lang wie breit. Gesicht gelb, bis auf die Spitze des Mittelhöckers weiß bestäubt. Backen ganz und Mundrand breit schwarz, vorne glänzend, hinter der Wangennaht stark silbrig bestäubt. Lunula glänzend braun. Schwarze Färbung der Stirn lateral bis zum Niveau des Antennen-Ansatzes reichend, ohne glänzende Bereiche, flächendeckend silbrig bestäubt. Ocellenhöcker schwarz, silbrig bestäubt. Hinterkopf schwarz, sehr stark silbrig bestäubt. Behaarung des Ocellendreiecks und der Stirn ganz schwarz, lateral etwas unter Fühlerniveau herabziehend. Occiput oben mit einer Reihe schwarzer Haare, Gesicht und Occiput ansonsten ganz weißlichgelb behaart. Occiput oben sehr schmal (ca. 0,05 mm). Fühler orange, 1. Glied bräunlich verdunkelt, 2. und 3. Glied oben leicht verdunkelt, 3. Glied nahezu rund (L:H = 1,11). Arista hat dieselbe Farbe wie das 3. Fühlerglied, doppelt so lang wie das 3. Fühlerglied. Augen fast nackt.

Thorax: Scutum schwarz, stark bestäubt, kaum glänzend, hinter der Quernaht lateral gelblich aufgehellt (besonders die Postalarcalli); Behaarung ziemlich lang (ca. 0,4 mm), abstehend, dunkelgelb, Haare gleichlang. Scutellum gelb, am Vorderrand schwarz, an den Seiten (im polarisierten Licht auch am ganzen Hinterrand) durch-

scheinend, so daß es im Aufblick scheint, als sei das Scutellum lateral breit schwarz. Von der Seite betrachtet, erscheint es jedoch gelb. Behaarung abstehend gelb, am Hinterrand einige schwarze Haare. Pleuren schwarz, leicht hell bestäubt, so daß sie nur schwach glänzen; Behaarung lang, weißlich gelb. Metasternum an der Vorderkante mit einigen (4) Haaren. Beine orangegelb mit Ausnahme der im folgenden aufgezählten Partien. – p_1:cx und tr schwarz, f basal 1/4 schwarz, distale Hälfte des Metatarsus und 2.–4. Glied der ta stark verdunkelt, 5. Glied gelb; Behaarung gelb, nur distale 2/3 der Hinterseite der f mit zahlreichen langen schwarzen, spitzenwärts geknieten Haaren. –p_2:cx und tr schwarz, f basal 1/4 schwarz, 1.–4. Glied der ta oberseits leicht verdunkelt, 5. Glied dagegen von derselben Farbe wie die t; Behaarung gelb, nur cx mit einigen schwarzen Haaren und distale 2/3 der Hinterseite der f mit zahlreichen langen schwarzen Haaren. – p_3:cx und tr schwarz, f basal 2/3 schwarz, t gebogen, mit schmalem, unscharf begrenztem dunklen Ring (1/6 der Länge), 1.–4. Glied der ta sehr stark verdunkelt (fast schwarz), 5. Glied gelb; Behaarung gelb, cx mit einigen dunklen Haaren, gelber Teil der f auf der Vorderseite mit schwarzen, anliegenden Börstchen, auf der Hinterseite gelb behaart; t mit sehr kurzen Börstchen, die auf der Vorderseite schwarz sind, auf der Hinterseite dagegen gelb; ta oberseits mit schwarzen Börstchen. Calyptrae weiß, gelb bewimpert. Halteren bräunlich gelb. Flügel deutlich bräunlich getönt, Stigma stark bräunlich, vena spuria ebenfalls dunkler gefärbt als Flügelfläche. Ganzer Flügel (incl. Alula) mit Microtrichien bedeckt. Flügellänge 9 mm.

Abdomen (Abb. 31): T1 schwarz, hell gelblich behaart. – T2 schwarz mit in der Mitte unterbrochener gelber Binde, die lateral breiter wird und fast die vordere Ecke erreicht; Seitenrand schwärzlich, nur vorne etwas aufgehellt. Behaarung abstehend hell, nur am Endrand in ganzer Breite schwarz behaart, in der Mitte bis zur hinteren Begrenzung der gelben Flecken reichend. – T3 schwarz mit gelber Binde, deren Vorderrand nahezu parallel zur Segmentgrenze verläuft, während der Hinterrand doppelt geschwungen ist. Behaarung abstehend gelb, hinter der Binde schwarz. Seitenrand sehr schmal düster rot, nur im Bereich der Binde hell. – T4 schwarz mit gelber Binde, die den Segment-Vorderrand in der Mitte berührt, und gelbem Hinterrand. Behaarung abstehend gelb, hinter der Binde schwarz. Seitenrand schmal bräunlich; Behaarung distal schwarz. – T5 schwarz mit gelben Vorderecken, Seiten- und Hinterrand. Behaarung in der Mitte schwarz, am Seitenrand gelb, aber Hinterecke schwarz. – Tergite nicht gerandet. – St 1–4 abstehend gelb behaart. – Genital (Abb. 32–36): Surstyli und Distiphallus ähnlich *E. melanostoma*; distaler Rand des Basiphallus geknickt, bildet mit dem oberen Rand einen spitzen Winkel; ventraler Fortsatz lang und schlank, mit 2 kräftigen Zähnen, von denen der untere deutlich länger und breiter ist als der obere.

Gesamtlänge des Körpers: 11,5 mm.

Variabilität: Das einzige weitere vorliegende ♂ unterscheidet sich vom Holotypus in folgenden Punkten: Gesichtsbreite 0,52. Ocellenhöcker 1,7 x so lang wie breit. Hinterer Rand der Mundöffnung gelb, ebenso vorne zwischen den Seitenecken. Oberhalb der Lunula beiderseits der Mittellinie mit schmalen unbestäubten Bereichen, wegen rauher Oberflächenskulptur aber kaum glänzend. Fühler kaum verdunkelt. 3. Glied L:B = 1,20. ta_1 und ta_2 nur schwach verdunkelt; Vorderseite von f_3 nur im distalen 1/6 mit spärlichen schwarzen Börstchen, der t_3 zu etwa 3/5 mit schwarzen Börstchen besetzt. Seitenrand aller Tergite schmal, aber hell gelb.

Weibchen (Paratypus, Bayern, Hersbruck, 23. 5. 1976)

Das ♀ weicht vom ♂ in folgenden Merkmalen wesentlich ab:

Kopf (Abb. 37–39): Mundrand überwiegend gelb, nur von den Seitenecken verläuft ein schmaler brauner Streifen zum Facialsulcus. Gena mit einem schwarzen, dem Auge anliegenden Fleck, der etwa 3/4 der Gena-Höhe einnimmt. Die Bestäubung der Stirn in der Mitte und oberhalb der Depression dunkelbraun. Gesichtsbreite 0,48. Augenabstand bei den hinteren Ocellen 0,225. Abstand zwischen Mundrand und Auge 0,48 mm. 3. Fühlerglied L:H = 1,18. Kleinste Occiput-Breite ca. 0,2 mm.

Thorax: Seitenränder des Scutums breiter, deutlicher und auch Postalarcalli zum Teil gelb. Scutellum ohne schwarze Haare. Alle f ganz gelb (f_3 in der Mitte sehr schwach braun gewölkt). t_3 ohne deutlichen Ring. ta_1 und ta_2 kaum verdunkelt. f_1 und f_2 nur mit einzelnen schwarzen Haaren. Vorderseite von f_3 im distalen 1/5 mit spärlichen schwarzen Börstchen. t_3 außen zu etwa 3/4 mit schwarzen Börstchen besetzt.

Abdomen (Abb. 39): Seitenränder aller Tergite schmal hell gelb. T5 mit vollständiger Binde. T6 – T8 mit schmalem gelbem Endrand und gelben Seitenrändern, sonst schwarz, an den Seitenrändern gelb, sonst schwarz behaart, die Haare abstehend.

Variabilität: Das einzige weitere vorliegende ♀ unterscheidet sich in folgenden Punkten: 3. Fühlerglied L:H = 1,24. Dunkle Flecken am Facialsulcus und auf den Genae reduziert, erreichen den Mundrand nicht, dieser daher ganz gelb. t_3 nur zu etwa 1/3 mit schwarzen Börstchen besetzt.

Diagnose

Gesicht mäßig breit. Clypeus sehr breit (Abb. 69). Fühler rotgelb. Stirn ganz schwarz, (fast) vollständig bestäubt. Scutum kräftig bestäubt, schwach glänzend. f_3 beim ♂ zu >1/2 allseits schwarz. Bei beiden Geschlechtern Vorderseite von f_3 zu ≥2/3 gelb behaart. Flügel ganz mit Microtrichien bedeckt. Tergit-Binden schmal. T5 mit sehr breiter schwarzer Binde. Unterscheidet sich außerdem von der sehr ähnlichen *E. similis* durch die rotbraune Arista, die höheren Genae, die – wie das Gesicht – keine schwarzen Haare tragen, das ♂ durch etwas größeren Augenwinkel und die Form der Surstyli, des Basi- und Distiphallus, das ♀ durch die schwarze Behaarung von T8.

4.2. *Epistrophe flava* sp.n.

= *Epistrophe melanostomoides*: van der Goot (1981); Verlinden (1991).
= *Epistrophe ochrostoma*: Sack (1928–1932); Séguy (1961);? Hippa (1968); Speight (1988).

In den Bestimmungsschlüsseln von van der Goot (1981) und Verlinden (1991) wird mit dem Namen *melanostomoides* Strobl eine große *Epistrophe*-Art mit ganz gelbem Mundrand bezeichnet. Eine fotografische Abbildung findet sich bei Kormann (1988). Die weite Verbreitung dieser Schlüssel hat dazu geführt, daß der Name in der faunistischen Literatur der letzten Jahre in diesem Sinne verwendet wurde, ungeachtet dessen, daß zum Beispiel Hippa (1968) den Namen auf eine andere Art bezieht. Da der Typus von *Syrphus melanostomoides* Strobl ein Exemplar von *Epistrophe melanostoma* (Zetterstedt) ist (cf. 3.1.) und für *melanostomoides* auct. kein jüngeres Synonym existiert, wird hier ein neuer Name eingeführt, der Bezug nimmt auf die ausgedehnt gelbe Färbung von Gesicht, Thorax und Abdomen.

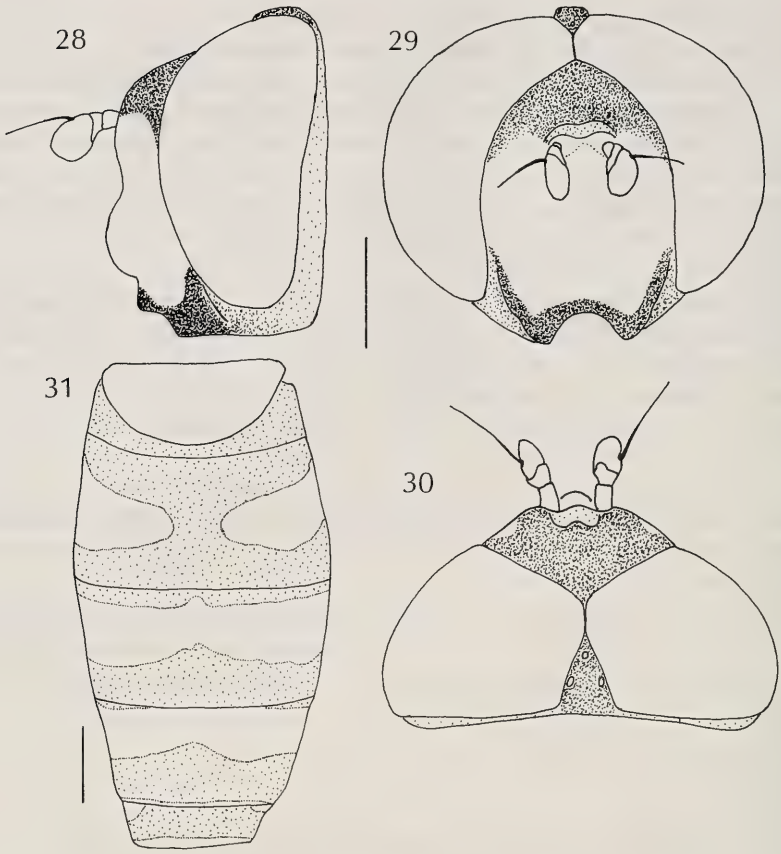


Abb. 28–31. *Epistrophe cryptica* sp. n., Holotypus, ♂. – 28. Kopf lateral; – 29. Kopf frontal; – 30. Kopf dorsal; – 31. Abdomen dorsal. – Maßstriche: 1 mm.

Der Holotypus (in coll. SMNS) trägt folgende Etiketten: (1) ♂, Baden-Württemberg, Mössingen, NSG Filsenberg, UTM NU 06, 750–805 m, leg. D. Doczkal; (2) Typus *Epistrophe flava* Doczkal und Schmid 1994.

Paratypen: Baden-Württemberg: 1♀ Altenheim 24. 5. 88 (leg. DD, coll. SMNS); – 2♀ Baden-Baden 20. 5. 92 (DD); – 1♂ Berghausen 17. 5. 75 (CC), 1♂ 18. 5. 75 (KK); – 1♀ Bühl-Oberbruch 31. 5. 92 (DD); – 1♂ Cröffelbach 13. 5. 92 (DD); – 1♀ Entringen 24. 6. 81 (US); – 1♀ Ettlingen-Bruchhausen 10. 5. 93 (DD); – 1♂ Ettlingen-Oberweier 12. 5. 93 (DD), 1♀ 30. 6. 88 (DD); – 1♀ Feldberg 24. 5. 92 (MH); – 1♂ Feuerbacher Horn 7. 5. 16 (SMNS); – 2♂ Freiburg 30. 4. 92 (JS), 1♂ 12. 5. 92 (JS), 1♂ 29. 6. 91 (JS), 1♂ 8. 5. 92 (MH), 1♀ 1. 6. 91 (JS), 1♀ 12. 6. 90 (JS), 2♀ 28. 5. 92 (JS); – 1♀ Gaggenau-Oberweier 18. 5. 92 (DD); – 2♂, 1♀ Gaggenau-Sulzbach 28. 5. 89 (DD); – 1♀ Gmünd 25. 5. 13 (SMNS); – 1♀ Graben-Neudorf 11. 5. 93 (DD); – 2♂ Häfnerhaslach 13. 5. 92 (US), 1♀ 19. 5. 92 (US), 1♀ 17. 5. 93 (SE); – 2♂ Haueneberstein 12. 5. 92 (DD), 1♀ 6. 6. 93 (DD); – 1♀ Ittersbach 21. 5. 92 (DD); – 1♀ Jöhlingen 16. 5. 85 (KK); – 2♀ Kaiserstuhl Hessental 27. 5. 92 (JS); – 1♀ Kappel 3. 5. 90 (DD); – 1♀ Löffingen 5. 6. 93 (JS); – 1♂ Malsch 24. 5. 85 (DD), 1♀ 20. 5. 86 (DD), 1♀ 19. 5. 92 (DD); – 1♀ Markgröningen 28. 5. 89 (SMNS); – 1♀ Michelbach 13. 5. 92 (DD); – 1♂ Münklingen 11. 5. 90 (DD); – 2♀ Mooswald Hochdorf 24. 5. 91 (JS); – 1♀ Muggensturm 19. 5. 85 (DD); – 1♀ Oberried 24. 5. 92 (MH); – 1♂ Rastatt 9. 5. 93 (DD); – 1♀ Schurwald 6. 6. 15 (SMNS); – 1♀Stuttgart 18. 5. 92 (US); – 1♀ Tübingen 25. 5. 82 (US),

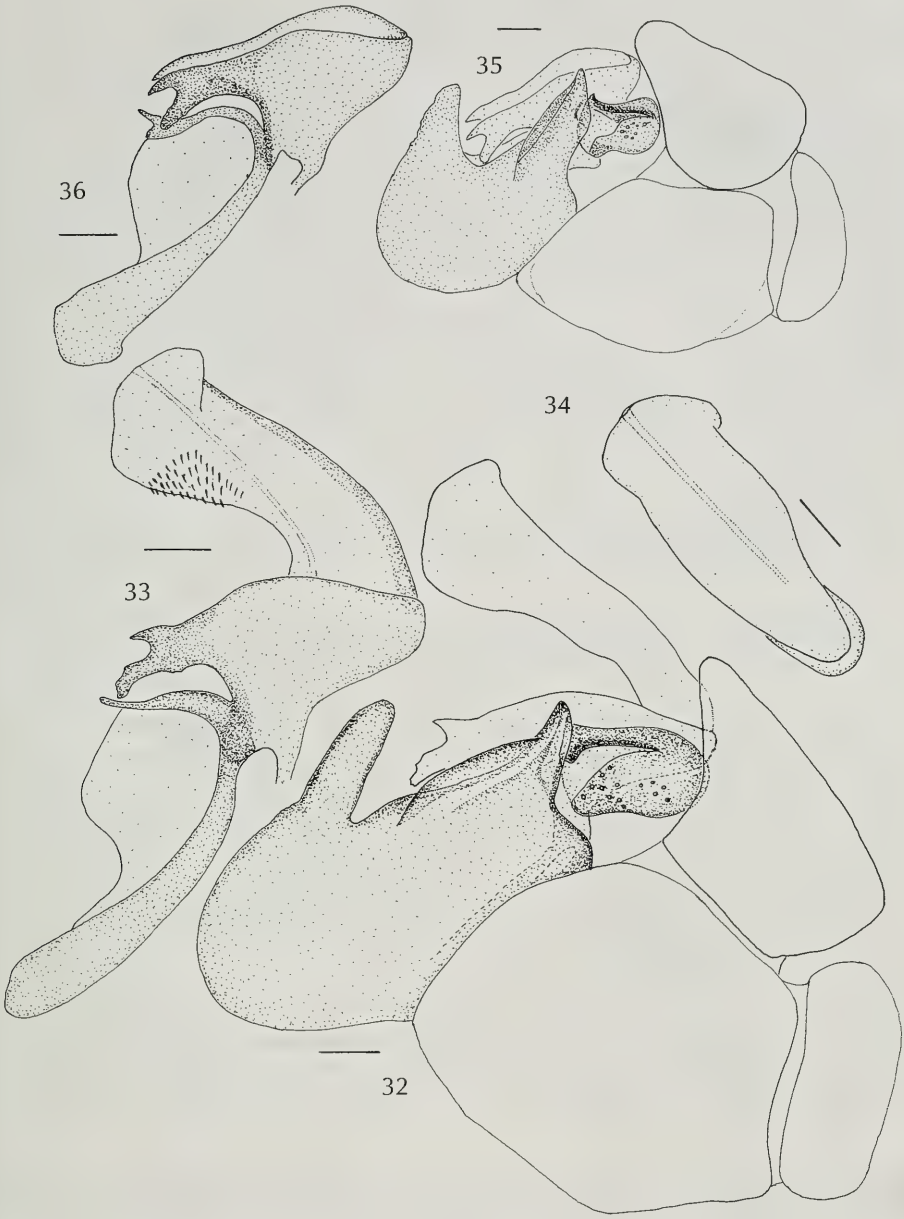


Abb. 32–36. *Epistrophe cryptica* sp. n., ♂ – 32. Genitalapparat lateral, Hypandrium und Parameren stark punktiert, Aedeagus schwach punktiert (Holotypus); – 33. Aedeagus lateral; – 34. Distiphallus in Aufsicht; – 35. Genitalapparat lateral, Distiphallus fehlt (Paratypus, Pfeffingen 4. 5. 93, coll. Malec); – 36. Aedeagus lateral (Pfeffingen 4. 5. 93). – Maßstriche: 0,1 mm.

1♀ 6. 6. 82 (US), 1♀ 28. 5. 83 (US), 1♀ 18. 5. 93 (DD); – 1♀ Völkersbach 29. 5. 91 (DD); – 2♂ Werbach 14. 5. 90 (DD); – 1♀ Zastler Tal 24. 5. 92 (JS).
Bayern: 1♀ Alfeld 21. 5. 92 (RÖ); – 1♂ Fürnried 19. 6. 85 (RÖ); – 1♂ Gersberg 12. 5. 93 (RÖ); – 2♀ Hersbruck 15. 6. 78 und 30. 6. 93 (RÖ); – 3♂ Hersbruck Engelthal 7. 5., 8. 5.

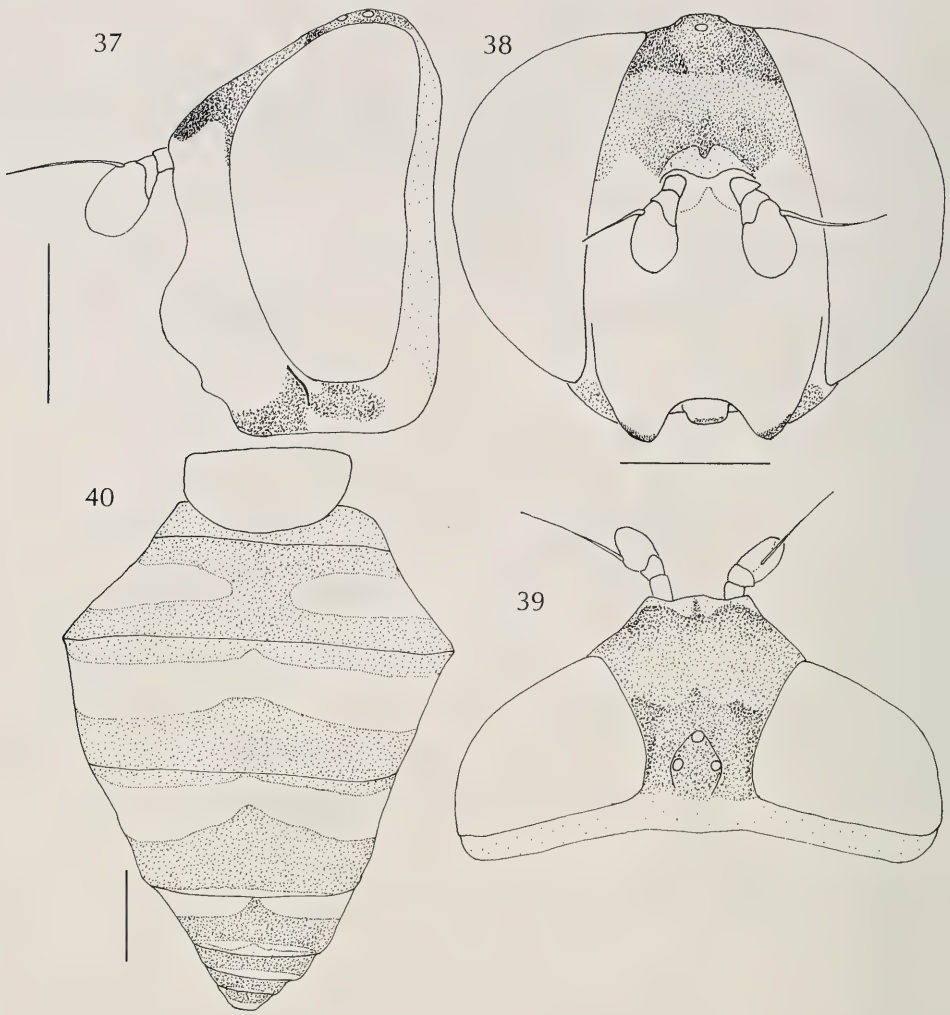


Abb. 37–40. *Epistrophe cryptica* sp.n.; Paratypus, ♀ (Hersbruck 23. 5. 76, SMNS). – 37. Kopf lateral; – 38. Kopf frontal; – 39. Kopf dorsal; – 40. Abdomen dorsal. – Maßstriche: 1 mm.

und 10. 5. 93 (RÖ), 1♀ 10. 5. 93 (RÖ); – 1♀ Oberkrumbach 12. 6. 76 (RÖ); – 1♂ Steibis 16. 5. 89 (US), 1♂ Steibis 1350 m 30. 5. 93 (US).
Hessen: 1♀ Altenhain 22. 5. 93 (LÖ); – 1♀ Marburg 19. 5. 90 (GG); – 1♀ Mücke-Merlau 25. 5. 90 (LÖ); – 1♀ Mücke-Wettsaasen 26. 5. 87 (LÖ); – 1♂ Müs b. Fulda 17. 5. 92 (LÖ); – 1♀ Schotten 14. 5. 92 (LÖ).
Rheinland-Pfalz: 1♂ Bad Dürkheim 1986 (MH).
Nordrhein-Westfalen: 1♂ Siebengebirge 28. 6. 61 (SMNS).
Schleswig-Holstein: 1♂ Dosenmoor 30. 6. 86 (CC).

Weiteres untersuchtes Material: Deutschland: 1♀ Büschelberg 4. 5. 90 (MH); – 1♀ Mühlhausen/Enz 18. 5. 92 (leg. SE, coll. DD); – 1♂ Niefern 10. 5. 92 (leg. SE, coll. DD). – Österreich: 1♀ Zell am See 760 m 19. 5. 92 (LÖ). – Frankreich: 1♀ Pyrenäen Py-Mantet 1600 m 9. 7. 93 (MH). – Italien: 2♀ Vinschgau Bormio 26. 6. 92 (JS).

Beschreibung

Männchen (Holotypus)

Kopf (Abb. 41–43): Gesichtshöcker im Profil nasenförmig. Gesichtsbreite 0,50 der Kopfbreite. Ocellenhöcker etwa 2× so lang wie breit. Gesicht und Genae vollkommen gelb, leicht silbrig bestäubt mit Ausnahme des gesamten Mittelhöckers. Lunula glänzend orange. Stirn oberhalb Lunula gelb, die oberen 2/3 schwarz, lateral nach unten unscharf begrenzt, in der Mitte zieht ein schmaler schwarzer Streifen bis zur Lunula herab. Stirn oberhalb Lunula glänzend, die oberen 3/5 stark gelblich bestäubt, Schwarzfärbung der Cuticula ± verdeckend. Ocellenhöcker schwarz, schwach bestäubt. Gesichtsbehaarung gelb. Lange schwarze Behaarung der Stirn lateral bis unter die Antennenbasis herunterreichend. Ocellenhöcker schwarz behaart. Occiput oben ziemlich schmal (0,09 mm), im Scheitelbereich sowie am Augenhinterrand bis fast zum unteren Augenrand schwarz mit sehr starker silbriger Bestäubung. Behaarung oben gelblich, seitlich weiß, am oberen Augenhinterrand noch einige lange schwarze zwischen den gelben Haaren. Fühler orange, 3. Glied dorsal ganz leicht verdunkelt, leicht weiß bestäubt, länglich (L:H = 1,3). Die dunkelbraune Arista etwas mehr als 1 1/2mal so lang wie 3. Fühlerglied, fast nackt. Augen fast nackt.

Thorax: Scutum metallischgrün, lateral gelb aufgehellt (auch vor der Quernaht, hinter der Quernaht aber stärker), durch leichte Bestäubung nur matt glänzend. Bestäubung im vorderen Drittel streifig. Behaarung ziemlich lang (ca. 0,4 mm), abstehend, gelborange, Haare gleichlang. Scutellum gelb, gelb behaart (am Hinterrand 6 schwarze Haare). Pleuren schwarz, silbrig bestäubt und kaum glänzend, lang gelb behaart (in gattungstypischer Anordnung), Katepimeron gelblich aufgehellt. Metasternum lang behaart. Beine: p_1 orangegelb bis auf gelblichbraune cx, schwarze tr und basal 1/4 schwarze f. Behaarung gelb, nur distale 2/3 der f auf der Hinterseite mit zahlreichen langen schwarzen, spitzenwärts geknieten Haaren. – p_2 orangegelb bis auf cx, tr und basales 1/6 der f (schwarz). Behaarung der cx gelb, der f wie auf f_1. – p_3 orangegelb, cx und tr schwarz, ta oberseits stark verdunkelt (vor allem 1.–3. Glied); cx und tr mit schwarzem Haarbüschel, lange Haare der f alle gelb, distale 2/3 der f außen/oben schwarz beborstet, t außen, oben und auf den proximalen 3/5 der Hinterseite sowie ta oben schwarz beborstet. Calyptrae gelblichweiß, gelblich bewimpert. Halteren gelb, Knopf etwas verdunkelt. Flügel leicht getönt, Stigma bräunlich, ganzer Flügel (incl. Alula) mit Microtrichien bedeckt. Flügellänge: 10,5 mm.

Abdomen (Abb. 44): T1 schwarz, seitlich vorne und am gesamten Seitenrand gelb. Behaarung gelb. – T2 schwarz mit gelber, in zwei lange liegende Dreiecke aufgelöster Binde, die sich lateral stark erweitert, Seitenrand gelb. Behaarung gelb, hinter den gelben Dreiecken (auch auf dem Seitenrand) schwarz. – T3 schwarz mit breiter, doppelt geschwungener gelber Binde, Seitenrand gelb. Behaarung folgt weitgehend Grundfarbe, hintere Hälfte des Seitenrandes schwarz behaart. – T4 gelb mit einer schwarzen Binde mit nach vorne gerichteter Spitze in der distalen Hälfte, Seitenrand gelb. Behaarung der Vorderhälfte gelb, der Hinterhälfte schwarz, geneigt. – T5 gelb. Behaarung vorne gelb, hinten schwarz, abstehend. – St 1–4 gelb, abstehend gelb behaart. – Distale Hälfte von T3 und gesamtes T4 schwach gerandet. – Genital (Abb. 45–46): Surstyli und Distiphallus ähnlich *E. melanostoma*. Distaler Rand des

Basiphallus bildet mit dem oberen Rand einen ± stumpfen Winkel. Ventraler Fortsatz des Basiphallus kurz und breit, der untere Zahn deutlich kräftiger als der obere.

Gesamtlänge des Körpers: 13 mm.

Weibchen (Paratypus, Altenheim, 24. 5. 88)

Das ♀ unterscheidet sich in folgenden Merkmalen wesentlich vom ♂:

Kopf (Abb. 47–49): Gesichtsbreite 0,48 der Kopfbreite. Augenabstand bei den hinteren Ocellen 0,18 der Kopfbreite. Stirn oberhalb der Lunula glänzend gelb, weiter oben schwarz mit einem eng begrenzten glänzenden Bereich oberhalb der Lunula, ansonsten stark silbrig bestäubt, median etwas dunkler als lateral. Stirn oberhalb der Depression ganz dunkelbraun bestäubt. Occiput breiter (0,28 mm), ohne schwarze Haare am oberen Augenhinterrand. 3. Fühlerglied dorsal deutlich verdunkelt, länglich (L:H = 1,36).

Thorax: Scutum stärker bestäubt, kaum glänzend, Bestäubung auf der Vorderhälfte deutlich streifig, laterale Aufhellung sehr breit und intensiv. Pleuren sehr stark bestäubt, etwas stärker glänzt nur der ventrale Bereich des Katepisternums und das Meron. Eine gelbe Grundfarbe haben folgende Bereiche: vorderster Teil des Katepisternums, Katatergit und Katepimeron. Durch starke Bestäubung gelb erscheinen folgende Bereiche: dorsaler Teil des Katepisternums, Anepisternum (beide Teile) und Anepimeron. Beine: p_1: cx gelb, tr bräunlich, f orangegelb. Behaarung vollständig gelb. – p_2 orangegelb, nur cx und tr bräunlich. Behaarung vollständig gelb. – p_3: cx und tr gelb, ta vor allem oberseits stark verdunkelt. cx gelb behaart, distale Hälfte der f und ganze t außen schwarz beborstet, ebenso Oberseite der ta. Rest der Behaarung gelb. Flügel klar. br vorn und r_{2+3} zwischen den Gabelungen von R_1 und R_{2+3} bzw. R_{2+3} und R_{4+5} teilweise nackt. Flügellänge: 12 mm.

Abdomen (Abb. 50): Behaarung kürzer als beim ♂. – T1 mit ausgedehnteren gelben Seitenflecken. – T2 mit sehr großen, charakteristisch trapezförmigen Flecken, die zu etwa 2/3 dem Vorderrand des Tergits anliegen. – T3 mit breiter gelber Binde, die am Segment-Vorderrand beginnt und hinten geschwungen ist. – T4 mit schmalerer schwarzer Binde. – T5 dorsal mit sehr kleinem schwarzem Fleck. – St1–4 lang gelb behaart, distale Hälfte des St3 und St4 mit kurzen, schrägstehenden schwarzen Härchen. Distale Hälfte von T3 und gesamtes T4 schwach gerandet.

Gesamtlänge des Körpers: 14 mm.

Variabilität: Die Schwarzfärbung der oberen Stirn zieht bei den meisten Tieren median in einem schmalen Streifen bis zur Lunula herab; dieser Streifen fehlt einigen Tieren. Die Bestäubung der Stirn beim ♂ kann den gesamten schwarz gefärbten Bereich überdecken, so daß nur der mediane Streifen hinter der Lunula schwarz glänzt, oder einen ± schmalen, schwarz glänzenden Streifen am Vorderrand freilassen. Scutellum beim ♀ bei fast allen Tieren ganz gelb behaart, bei den ♂ oft mit einigen schwarzen Haaren am Hinterrand, max. sind ca. 20% der Haare schwarz. Oberseite der ta_3 braun bis schwarz (die letzten beiden Glieder oft heller), bei zwei Tieren nur wenig dunkler als t_3. Beim ♀ Behaarung von f_1 und f_2 meist ganz gelb, oft auf der Hinterseite mit einigen schwarzen Haaren, die schwarzen Borsten auf der Vorderseite von f_3 manchmal auf die äußerste Spitze beschränkt. Flügel vollständig mit Microtrichien besetzt oder (häufiger) bm in der proximalen Hälfte (nur bei einem Tier fast bis zur Spitze) in der Mitte (nur bei einem Tier bis M) kleinflächig nackt sowie br und r_{2+3} zwischen den Gabelungen von R_1 und R_{2+3} bzw. R_{4+5} nackt.

Beim ♂ Größe und Form der Flecken auf T2 sehr variabel, beim ♀ ist ihr Innenrand bei den meisten Tieren schwach konkav.

Diagnose

Große Art mit ganz gelbem Mundrand, Stirn oberhalb Lunula gelb und unbestäubt, die oberen $^2/_3$ der Stirn schwarz und bestäubt. Beim ♀ Stirn oberhalb der Depression ganz dunkelbraun bestäubt. Beim ♂ Ocellendreieck spitz (2 – $2^1/_2$ × so lang wie breit). Fühler rotgelb. Scutum kräftig bestäubt. Scutellum gelb behaart oder am Hinterrand mit einigen schwarzen Haaren. ta_3 oben ± schwarz. f_3 außen distal zu $^2/_5$–$^2/_3$ (selten weniger) und t_3 außen ganz schwarz behaart. Flügel häufig mit kleinen nackten Stellen in den Zellen bm, br und r_{2+3}. Abdomen mit breiten Binden auf den Tergiten 3 und 4; Tergit 5 ganz gelb oder nur mit kleinem schwarzem Mittelfleck. ♀ mit charakteristischen Flecken auf dem 2. Tergit, die dessen Vorderrand anliegen und innen schwach konkav sind.

Bemerkung

Die Art steht vermutlich der nearktischen *Epistrophe xanthostoma* (Williston, 1887) am nächsten, die wir nicht untersucht haben. Im Vergleich zu den von Vockeroth (1992) für *E. xanthostoma* genannten Merkmalen ergeben sich folgende Unterschiede: durchschnittlich größer, Metasternum immer behaart, Flügel nur kleinflächig nackt oder ganz mit Microtrichien bedeckt, f_1 und f_2 auf der Hinterseite meist mit einigen schwarzen Haaren, ta_3 auf der Oberseite verdunkelt.

4.3. *Epistrophe similis* sp.n.

= *Epistrophe melanostomoides:* Hippa (1968).

Die von Hippa (1968:24) unter dem Namen *Epistrophe melanostomoides* (Strobl) beschriebene Art lag uns zwar nicht vor, Beschreibung und Abbildungen lassen aber kaum einen Zweifel daran, daß die Art mit *E. similis* identisch ist.

Holotypus: ♂, Bayern, Hersbruck, Umg. Engelthal, Eichenhain, g. Crat., 8. 5. 1993, G. Röder leg. (coll. SMNS).

Paratypen: 2♂ 6♀ mit identischen Daten (coll. SMNS, DD, RÖ, US); – 1♂ selber Fundort vom 7. 5. 1993 (coll. DD); – 1♀ selber Fundort vom 10. 5. 1993 (coll. DD); – 1♀ Nord-Schwarzwald, Gaggenau-Hörden, Scheibenberg, 170–290 m, 7216NW, 25. 5. 1991 (coll. DD); – 2♀ Riesengebirge, Duda, 14607 bzw. 14608 [Sammlungs-Nr.?] (coll. ZMHB); – 1♀ Rauden OS. I. Duda, 6.6.32 (coll. ZMHB).

Beschreibung

Männchen (Holotypus)

Kopf (Abb. 51–53): Gesichtsbreite 0,47 der Kopfbreite. Ocellenhöcker 1,8 × so lang wie breit. Gesicht gelb, bis auf den Mittelhöcker weiß bestäubt. Genae ganz schwarz, Mundrand breit schwarz mit einer kleinen dreieckigen Aufhellung vor dem Facialsulcus, hier unbestäubt. Obere Hälfte der Lunula schwarz, untere braun. Stirn schwarz, nach unten mit etwas unscharfer Grenze, die von der Antennenbasis etwas schräg nach unten zu den Augen verläuft, dicht gelblich grau bestäubt, nur unmittelbar oberhalb der Lunula beiderseits der Mittellinie mit unbestäubten Bereichen, die etwa $^1/_5$ der Stirnlänge einnehmen. Ocellenhöcker schwarz, braun bestäubt. Hinterkopf schwarz, stark silbrig bestäubt. Occiput sehr schmal (ca. 0,035 mm). Behaa-

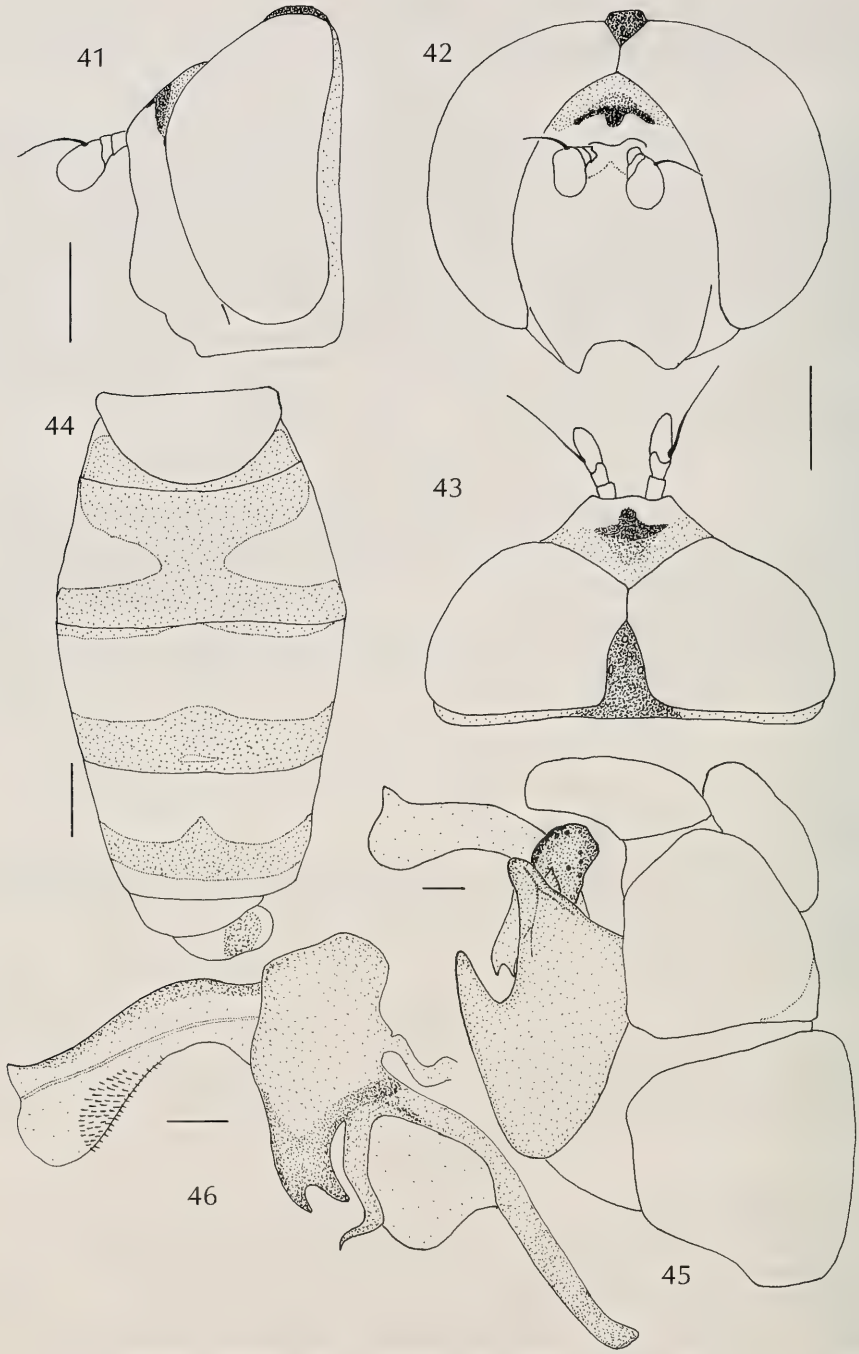


Abb. 41–46. *Epistrophe flava* sp.n., Holotypus, ♂. – 41. Kopf lateral; – 42. Kopf frontal; – 43. Kopf dorsal; – 44. Abdomen dorsal; – 45. Genitalapparat lateral, Hypandrium und Parameren stark punktiert, Aedeagus schwach punktiert; – 46. Aedeagus lateral. – Maßstriche: 1 mm (Abb. 41–44); 0,1 mm (Abb. 45–46).

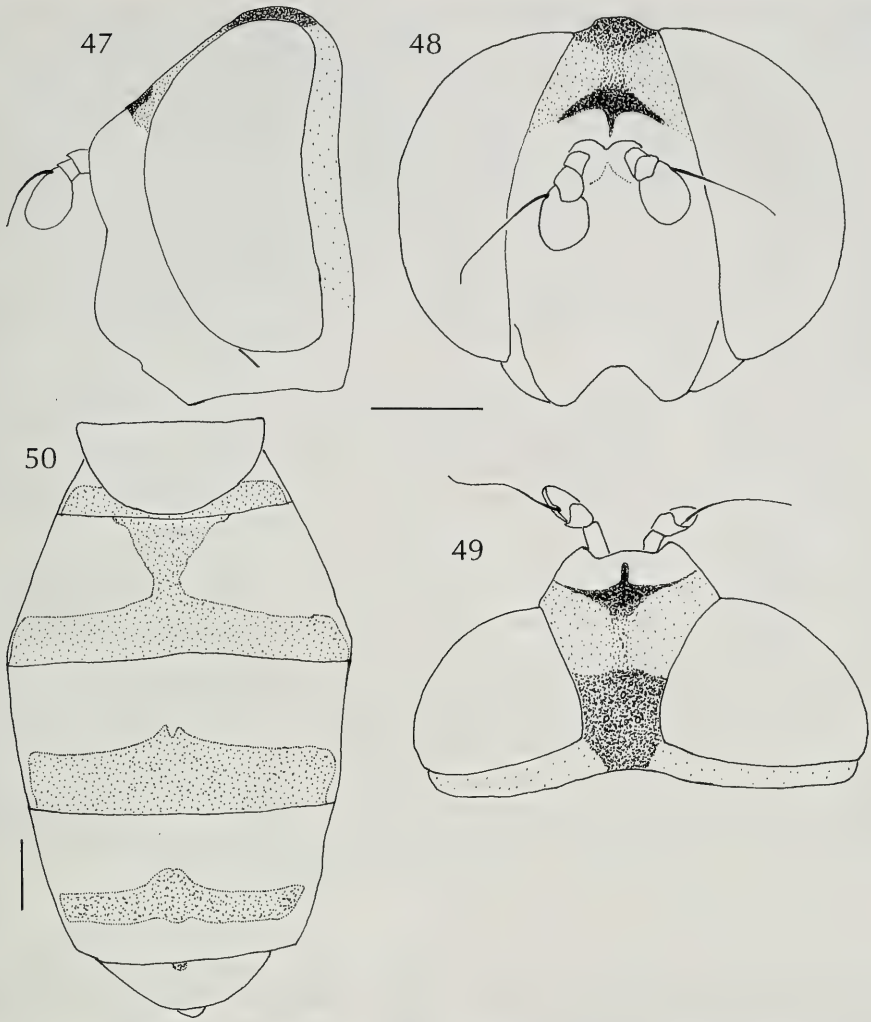


Abb. 47–50. *Epistrophe flava* sp.n., Paratypus, ♀ (Altenheim bei Kehl 24. 5. 88, SMNS). – 47. Kopf lateral; – 48. Kopf frontal; – 49. Kopf dorsal; – 50. Abdomen dorsal. – Maßstriche: 1 mm.

rung des Ocellenhöckers und der Stirn ganz schwarz. Gesicht etwa zu 2/3 schwarz behaart, wobei die hellen Haare überwiegend in der Umgebung des Mittelhöckers und oberhalb des Mundrands stehen. Genae überwiegend schwarz behaart, nur hinten und am Mundrand einige gelbe Haare. Occiput oben mit einer Reihe schwarzer Haare, Behaarung ansonsten gelb. Fühler gelbbraun, 3. Glied etwas länger als breit (L:H = 1,26), Arista schwarz, fast nackt, doppelt so lang wie das 3. Fühlerglied. Augen fast nackt.

Thorax: Scutum schwarz, stark bestäubt (vorn mit deutlichen grauen Streifen), schwach grünlich glänzend, hinter der Quernaht sehr schwach aufgehellt, ebenso die Postalarcalli. Behaarung ziemlich lang (ca. 0,4 mm), abstehend, dunkelgelb, Haare ±

gleichlang. Scutellum gelb, an den Seiten schmal schwarz, ganz gelb behaart. Pleuren schwarz, leicht hell bestäubt, so daß sie nur schwach glänzen; Behaarung lang, weißlich gelb. Metasternum unbehaart. Beine: orangegelb, aber cx und tr, f_1 basal zu 1/3, f_2 zu 2/5, f_3 zu 2/3 schwarz mit unscharfer Grenze zu den helleren Spitzen, t_3 in der Mitte mit einem unscharf begrenzten dunklen Ring, der ca. 1/4 der t-Länge einnimmt. 2.–4. Glied aller ta oben verdunkelt (bei ta_3 schwärzlich), bei ta_2 und ta_3 auch der Metatarsus distal verdunkelt. Behaarung gelb, Hinterseite von f_1 und f_2 in den distalen 2/3 mit zahlreichen schwarzen Haaren. Oberkante von t_3 mit kurzen schwarzen Börstchen, ebenso zum Teil ta_3. Calyptrae weiß mit gelbem Rand und gelben Randhaaren. Halteren gelb. Flügel vorn deutlich bräunlich getönt, Stigma und vena spuria braun. Ganzer Flügel (incl. Alula) mit Microtrichien bedeckt. Flügellänge: 10 mm.

Abdomen (Abb. 54): T1 schwarz, seitlich mit einem Paar kleiner Flecke, abstehend gelb behaart. – T2 schwarz mit einem Paar den Seitenrand erreichenden Flecken, vordere 4/5 abstehend gelb behaart, hinteres 1/5 schwarz behaart. – T3 und T4 schwarz mit schmaler gelber Binde, die maximal 1/2 der Tergit-Länge einnimmt und am Vorderrand schwach, am Hinterrand etwas stärker doppelt geschwungen ist. Behaarung bis zum Hinterrand der gelben Binde abstehend gelb, distal schwarz, am Hinterrand kurz und ± anliegend. – T4 wie T3, aber mit gelbem Hinterrand. – T5 schwarz mit gelben Seitenflecken und gelbem Hinterrand. Behaarung auf den Seitenflecken abstehend gelb, sonst schwarz, am Hinterrand kurz und ± anliegend. – Seitenränder aller Tergite gelb. Sternite 1–6 gelb behaart, ab St3 hinten zusätzlich mit kurzen ± anliegenden schwarzen Haaren. T3–4 schwach gerandet. – Genital (Abb. 55–57) mit charakteristisch geformten Surstyli (Innenrand distal konkav, ihr Ende ± spitz); Distiphallus in Aufsicht bauchig erweitert, vor der Spitze deutlich eingeschnürt; distaler Rand des Basiphallus bildet mit dem Oberrand einen spitzen Winkel; ventraler Fortsatz des Basiphallus kurz; oberer Zahn des Basiphallus kleiner als der untere; Hypandrium kurz mit kurzer und breiter Lingula.

Gesamtlänge des Körpers: 11,5 mm.

Variabilität: Gesichtsbreite 0,47–0,48 der Kopfbreite. Ocellenhöcker 1,6–1,8 × so lang wie breit. 3. Fühlerglied L:H = 1,25–1,28. Gesichtsbehaarung zu 1/4 – 3/4 schwarz. Unbestäubter Bereich der Stirn nimmt 1/6 – 1/4 der Stirnlänge ein. Rand des Scutums und Postalarcalli schwarz bis schmal hell gelb. f_1 bis 1/2, f_2 bis 3/5 und f_3 bis 3/4 schwarz. Hinterseite von f_1 und f_2 bis fast in ganzer Länge mit schwarzen Haaren. Distales Ende von f_3 oben mit einigen kurzen schwarzen Börstchen, bei einem Tier auch der ventrale Rand der Behaarung der Vorderseite distal auf 1/3 der f-Länge schwarz behaart (die kurzen Haare der Vorderseite ansonsten aber gelb). Vorderseite der t_3 bis zu 20% mit schwarzen Börstchen besetzt. Gesamtlänge 10 – 12 mm, Flügel 8,5 – 10,5 mm.

Weibchen (Paratypus, Gaggenau, 25. 5. 1991)

Das ♀ unterscheidet sich vom ♂ in folgenden Merkmalen wesentlich:

Kopf (Abb. 58–60): Gesichtsbreite 0,44 der Kopfbreite. Augenabstand bei den hinteren Ocellen 0,22 der Kopfbreite. Stirn (mit Ausnahme eines halbmondförmigen unbestäubten Bereichs oberhalb der Lunula) kräftig bestäubt, an den Seiten silbrig, in der Mitte braun, oberhalb der Depression schwächer bestäubt, dunkelbraun. Gesicht und Genae nur mit wenigen schwarzen Haaren. Occiput breiter (ca. 0,2 mm). 3. Fühlerglied geringfügig kürzer (L:H = 1,17).

Thorax: Beine: p_3: f basal auf der Unterseite zu 3/5 schwarz, in der distalen Hälfte der Verdunkelung ist die Schwarzfärbung zu einem kompletten Ring verbreitert, davor die Vorder-, Ober- und Hinterseite aber braun. Flügellänge 11 mm.

Abdomen (Abb. 61): Gelbe Binden schmal, maximal 0,44 der Tergit-Länge. – T6–T7 gelb mit zwei schwach verdunkelten basalen Seitenflecken, T8 gelb. T6 ganz schwarz behaart, T7 überwiegend schwarz behaart mit einigen gelben Haaren, T8 ganz gelb behaart. Die schwarze Behaarung der Endränder von T6 und T7 besteht aus aufrechten langen und ± niedergedrückten sehr kurzen Haaren.

Gesamtlänge des Körpers: 13 mm.

Variabilität (gilt für alle untersuchten ♀): Gesichtsbreite 0,430 – 0,465. Augenabstand bei den hinteren Ocellen 0,205 – 0,230. Clypeus-Breite 0,31 – 0,36 mm. Abstand zwischen Mundöffnung und Augenrand 0,34 – 0,48 mm. Gesicht ohne schwarze Haare oder bis zu etwa 1/3 schwarz behaart. 3. Fühlerglied bei einzelnen Tieren mit Oberecke. Schwarzfärbung der f-Basen oft stark reduziert, alle Tiere haben jedoch auf der Unterseite der f_3 zumindest einen diffusen braunen Fleck. t_3 mit oder ohne dunklen Ring. Gesamtlänge (10) 12–13,5 mm.

Diagnose

Gesicht schmal. Clypeus sehr breit (Abb. 68). Fühler rotgelb. Stirn ganz schwarz, oberhalb der Lunula mit unbestäubtem Bereich. Scutum kräftig bestäubt, schwach glänzend. f_3 beim ♂ basal zu > 1/2 allseits schwarz. Bei beiden Geschlechtern Vorderseite von f_3 und t_3 (fast) ganz gelb behaart. t_3 oft mit schwarzem Ring. Flügel ganz mit Microtrichien bedeckt. Tergit-Binden schmal. T5 mit sehr breiter schwarzer Binde. Unterscheidet sich außerdem von der sehr ähnlichen *E. cryptica* durch die schwarze Arista, die schwarze Behaarung der Genae und meist auch des Gesichts, den kleineren Abstand zwischen Mundrand und Augen, das ♂ außerdem durch den etwas kleineren Augenwinkel und die Form der Surstyli, des Basi- und Distiphallus, das ♀ durch die ganz gelbe Behaarung von T8.

5. Bestimmungsschlüssel für die deutschen Arten der Gattung *Epistrophe*[2)]

5.1. Allgemeines

Aufgrund der zum Teil beträchtlichen intraspezifischen Variabilität der meisten taxonomischen Merkmale kann es vorkommen, daß bei einem Exemplar nicht alle genannten Merkmale zutreffen. Durch Berücksichtigung aller Merkmale sollte eine sichere Determination auch in diesen Fällen möglich sein. Besonders variabel sind *E. eligans*, die aber anhand der charakteristischen Hinterleibszeichnung immer eindeutig zu determinieren ist sowie *E. melanostoma*. Von *E. cryptica* sp.n., *E. ochrostoma* und *E. similis* sp.n. stand nur wenig Material zur Verfügung. Bei diesen Arten ist wahrscheinlich die Variationsbreite noch nicht ganz bekannt.

---

2) Die von SCHNURBUSCH (1951; zitiert aus RÖDER 1980) angeblich gefundene *E. annulitarsis* (Stackelberg, 1918) beruht wahrscheinlich auf einer Fehlbestimmung, jedenfalls wurde die Art bisher sonst nicht gemeldet und bei unseren Untersuchungen lagen uns keine Exemplare aus Mitteleuropa vor.

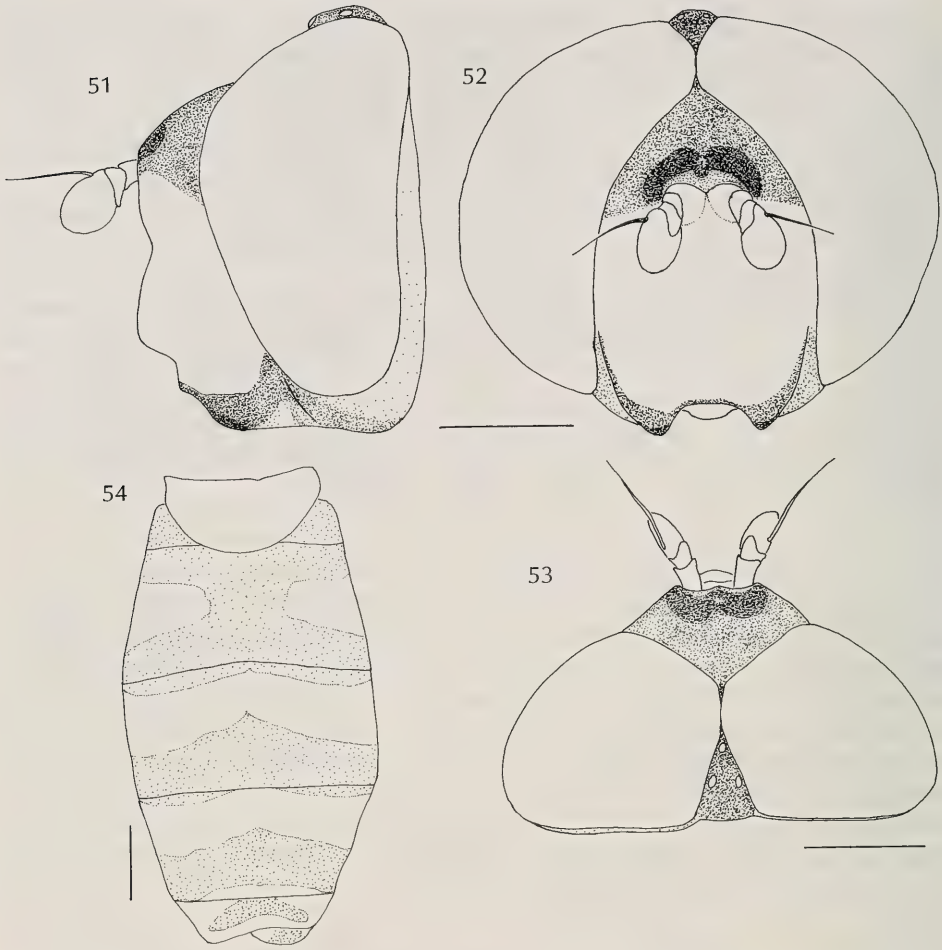


Abb. 51–54. *Epistrophe similis* sp.n., Holotypus, ♂. – 51. Kopf lateral; – 52. Kopf frontal; – 53. Kopf dorsal; – 54. Abdomen dorsal. – Maßstriche: 1 mm.

Die metrischen Angaben und die Proportionen – die nur für trocken präpariertes Material gültig sind – weichen bei Zwergexemplaren in der Regel deutlich von normal großen Tieren ab.

Der Schlüssel wurde unter Verwendung von Tieren aus Mitteleuropa erstellt. Bei Tieren anderer Herkunft können vor allem die Färbungsmerkmale abweichen.

5.2. Bestimmungsschlüssel

1 Oberer und unterer Haarfleck des Katepisternums hinten breit getrennt. Abdomen schmal. T3 und T4 mit breit getrennten (selten vorn schmal verbundenen), schrägen Flecken, die länger sind als die von T2, oft (beim ♂ fast immer) zusätzlich an den Seitenecken von T2–T4 kleine rotgelbe Flecken. T5 ausgedehnt rotgelb gezeichnet . . . . . ***Epistrophella euchroma*** (Kow.)[3]

[3] Vockeroth (1969, 1992) stellt *Epistrophella* als Subgenus zu *Epistrophe*.

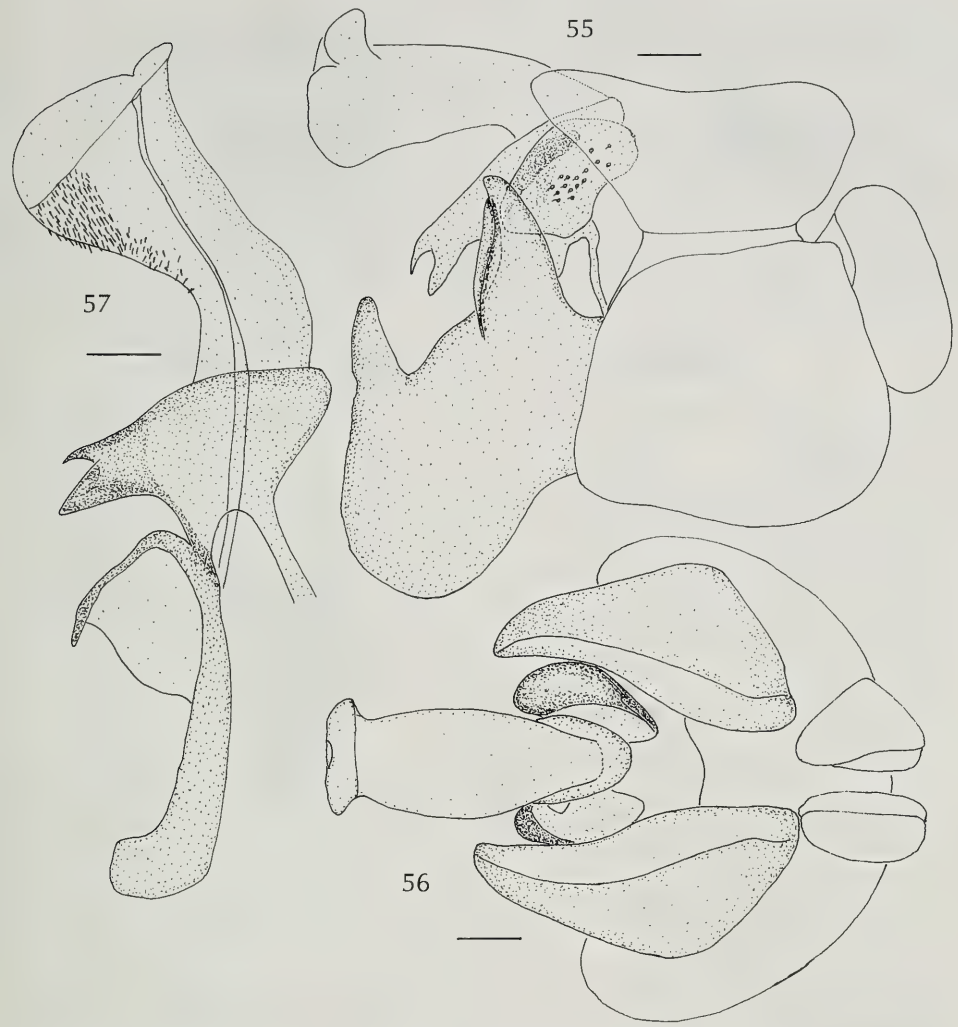


Abb. 55–57. *Epistrophe similis* sp.n., ♂. – 55. Genitalapparat lateral (Paratypus, Hersbruck Engelthal 8. 5. 93, coll. US); – 56. Genitalapparat in Aufsicht; – 57. Aedeagus lateral (Paratypus, Hersbruck Engelthal 7. 5. 93, coll. DD). – Maßstriche: 0,1 mm.

– Oberer und unterer Haarfleck des Katepisternums hinten verbunden. Abdomen breit (Abb. 3). T3 und T4 entweder mit vollständigen Binden oder mit kurzen Flecken, wenn mit Flecken, liegen diese parallel zum Vorderrand der Tergite und T5 ist (fast) ganz schwarz. Keine zusätzlichen Flecken an den Seitenecken von T2–T4 (*Epistrophe* s.s.). **2**

2 Fühler ganz oder überwiegend schwarz. Scutum stark bestäubt (ähnlich *Syrphus* spp.) Stirn teilweise (oder ganz) gelb behaart. Alle langen Haare auf der Hinterseite von f_1 und f_2 gelb **3**

– Fühler gelbrot, oben ± verdunkelt. Im Zweifelsfall Scutum nicht oder nur schwach bestäubt und glänzend oder Stirn ganz schwarz behaart (selten mit einzelnen gelben Haaren) oder f_1 und f_2 auf der Hinterseite mit einzelnen bis vielen langen schwarzen Haaren **5**

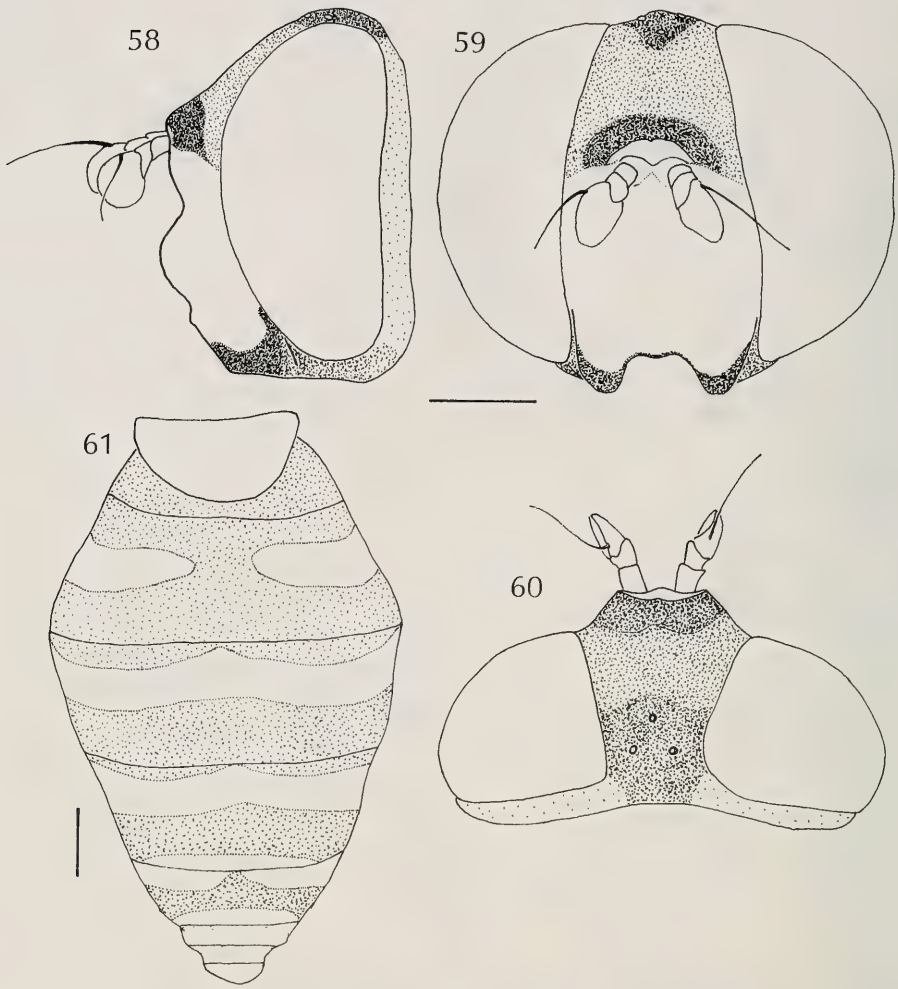


Abb. 58–61. *Epistrophe similis* sp.n., Paratypus, ♀ (Gaggenau-Hörden 25. 5. 91, coll. DD). – 58. Kopf lateral; – 59. Kopf frontal; – 60. Kopf dorsal; – 61. Abdomen dorsal. – Maßstriche: 1 mm.

3 Mundrand teilweise schwarz. p_3 ganz gelb behaart. bm zum Teil nackt. Die in der Mitte unterbrochenen Binden von T3 und T4 sind dicht weiß bestäubt, die gelbe oder rote Zeichnung nur schwach durchschimmernd, zuweilen ganz fehlend. T5 schwarz. Seitenrand von T3–T8 (fast) ganz schwarz. Die abstehenden Haare auf der Mitte von T4 etwa $2-2^1/_2 \times$ so lang wie der Durchmesser von t_3 . . . . . ***E. leiophthalma*** (Schin. et Egg.)

– Mundrand ganz gelb. p_3: Vorderseite der f distal $\geq 1/2$, Vorderseite der t und Oberseite der ta schwarz behaart. bm ganz mit Microtrichien bedeckt. Die stets vollständigen Tergit-Binden nicht durch Bestäubung verdeckt (Bestäubung ist zwar vorhanden, aber unauffällig). T5 größtenteils oder ganz gelb. Seitenrand aller Tergite schmal gelb. Die abstehenden Haare auf der Mitte von T4 etwa $1-1^1/_2 \times$ so lang wie der Durchmesser von t_3. 4

4 Stirn oberhalb Lunula schwarz, zu $\geq 2/3$ schwarz behaart. Scutellum am Hinterrand schwarz behaart. Metasternum behaart. Posteromediane Ecke der cx_3 behaart. Zumin-

dest die Basen (ca. 1/5–2/5) von f_1 und f_2, meist auch von f_3 schwarz. cx_3 und tr_3 schwarz behaart. Binden von T3 und T4 über die ganze Tergit-Breite gleich breit, in der Mitte hinten kaum eingekerbt (oder mit einer kurzen nach hinten gerichteten Spitze) und in ganzer Breite den Seitenrand erreichend. ♀: Augenabstand bei den hinteren Ocellen 0,18 der Kopfbreite; T5 mit einer schwarzen Binde, die ≥ 2/3 der Tergit-Breite einnimmt. . . . . ***E. grossulariae*** (Meig.)

– Stirn oberhalb Lunula gelb, zu < 1/2 schwarz (oft ganz gelb) behaart. Scutellum ohne schwarze Haare. Metasternum unbehaart. Posteromediane Ecke der cx_3 unbehaart. Beine mit Ausnahme der Oberseite der ta_3 ganz gelb. cx_3 und tr_3 gelb behaart. Hinterer Rand der Binden auf T3 und T4 geschwungen, in der Mitte tief eingekerbt, die Binden am Seitenrand stark verschmälert. ♀: Augenabstand bei den hinteren Ocellen 0,24 der Kopfbreite; T5 ganz gelb . . . . . ***E. diaphana*** (Zett.)

5 bm und/oder br teilweise nackt 6

– bm und br ganz mit Microtrichien bedeckt 8

6 Scutum kräftig bestäubt, dadurch matt. Metasternum behaart (meist ≥ 10 Haare). Binden von T3 und T4 nehmen beim ♂ ≥ 0,7, beim ♀ ≥ 0,6 der Tergit-Länge ein. T5 ganz gelb oder mit kleinem schwarzen Mittelfleck, der ≤ 1/5 der Tergit-Breite einnimmt. ♀: Stirn in und oberhalb der Depression vollständig bestäubt . . . . . ***E. flava* sp.n.**

– Scutum auf den vorderen 2/3 (fast) unbestäubt und stark glänzend, vor dem Scutellum schwach, aber deutlich bestäubt. Metasternum unbehaart oder mit einzelnen Haaren (bis 6). Binden von T3 und T4 nehmen bei den ♂ ≤ 0,6, bei den ♀ ≤ 0,5 der Tergit-Länge ein. T5 mit einer schwarzen Binde, die ≥ 1/2 der Tergit-Breite einnimmt oder T5 fast ganz schwarz. ♀: Stirn oberhalb der Depression unbestäubt 7

7 Stirn oberhalb Lunula schwarz. Scutellum ohne schwarze Haare. Binde auf T4 fehlt oft ganz, wenn vorhanden höchstens 2/3 so breit wie die auf T3, diese hat höchstens 2/3 der Breite der Flecken auf T2. T5 fast ganz schwarz. ♀: Flecken auf T2 oft zu einer Binde verschmolzen . . . . . ***E. eligans*** (Harr.)

– Stirn oberhalb Lunula gelb. Scutellum zu ≥ 1/3, oft fast ganz schwarz behaart. Binden von T3 und T4 und die Flecken auf T2 etwa gleich breit, nehmen ≥ 0,4 der Tergit-Länge ein. Flecken auf T2 stets getrennt. T5 überwiegend gelb. . . . . ***E. nitidicollis*** (Meig.)

8 Clypeus sehr schmal (0,15–0,19 mm), höchstens am vorderen Ende kleinflächig bestäubt (Abb. 66). Mundöffnung schmal (L:B = 1,7–2,0), Abstand zwischen Mundöffnung und Augen breit (≥ 0,6 mm) (Abb. 24). Gesicht sehr breit (♂: 0,55, ♀: 0,52–054), zu ≥ 2/3 der Gesichtsbreite unbestäubt und glänzend. Stirn oberhalb Lunula gelb, beim ♀ mit charakteristischer scharfer Grenze zur darüberliegenden Schwarzfärbung (Abb. 23, 27). ♂: Augenwinkel 104°–110°. ♀: Augenabstand bei den hinteren Ocellen größer (0,26–0,29 der Kopfbreite); Stirn oben in charakteristischer Form teilweise unbestäubt (Abb. 27) . . . . . ***E. ochrostoma*** (Zett.)

– Clypeus breiter (≥ 0,24 mm), meist weitläufig (oft ganz) bestäubt (Abb. 67–69). Mundöffnung breiter (L:B = 1,4–1,7), Abstand zwischen Mundöffnung und Augen schmaler (0,4–0,6 mm) (Abb. 14). Gesicht schmaler (♂: 0,47–0,53, ♀: 0,44–0,49) und in der Mitte zu ≤ 1/2 der Gesichtsbreite unbestäubt. ♂: Augenwinkel 85°–102°. ♀: Augenabstand bei den hinteren Ocellen kleiner (0,18–0,25 der Kopfbreite); mindestens die oberen 2/3 der Stirn ganz bestäubt (die dünne dunkelbraune Bestäubung ist nur bei guter Beleuchtung zu erkennen und oft stellenweise abgeschabt) 9

9 Stirn zum Teil gelb (bei dunklen Exemplaren von *E. melanostoma* nur kleinflächig, ± verdunkelt und unter der dichten Bestäubung schwer sichtbar). Vorderseite von f_3 distal zu ≥ 2/5 schwarz behaart. t_3 ohne dunklen Ring. Gelbe Binden von T3 und T4 breit (0,55–0,75 der Tergit-Länge). T5 ganz gelb oder mit einem dreieckigen schwarzen Fleck in der Mitte, der ≤ 1/3 der Tergit-Breite einnimmt. ♂: Occiput an der engsten Stelle breiter (0,07–0,12 mm) (Abb. 7, 8); f_3 ganz gelb oder basal auf der Unterseite bis zu 2/5 der f-Länge verdunkelt (braun bis schwarz); distaler Rand des Basiphallus bildet mit dem oberen Rand einen rechten bis stumpfen Winkel (Abb. 10, 46). ♀: Vorderseite und Oberkante der t_3 ganz schwarz behaart (selten mit einzelnen gelben Haaren); Flecken auf T2 liegen dem Vorderrand des Tergits an oder sind von diesem bis ≤ 1/2 ihrer Längserstreckung entfernt 10

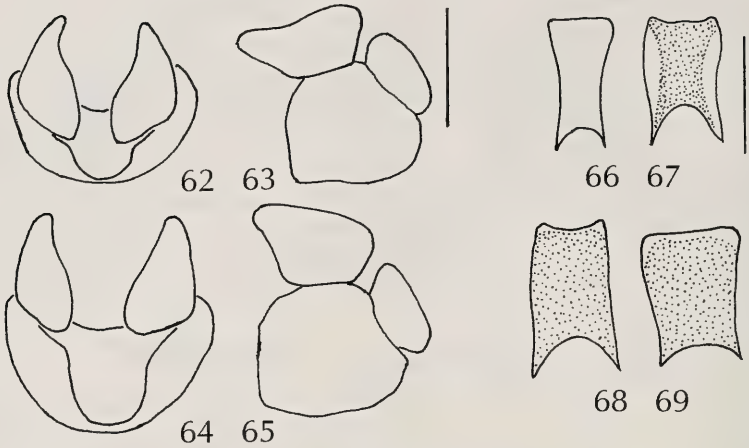


Abb. 62–65. Surstyli und Epandrium von *Epistrophe similis* (Abb. 62, 63) und *E. cryptica* (Abb. 64, 65) in Aufsicht und lateral. – Maßstriche: 0,5 mm.

Abb. 66–69. Clypeus. – 66. *Epistrophe ochrostoma* (♂, Berlin Finkenkrug 14. 4. 18, ZMHB); – 67. *E. melanostoma* (♂, Wannweil 29. 4. 87, coll. US); – 68. *E. similis* (♂, Typus); – 69. *E. cryptica* (♂, Typus). – Bestäubte Teile punktiert. – Maßstrich: 0,5 mm.

– Stirn ganz schwarz. Vorderseite von f_3 distal ≤ 1/3 schwarz behaart. t_3 mit schmalem (ca. 1/4 der t-Länge) diffus begrenztem dunklem Ring (beim ♀ oft fehlend). Gelbe Binden auf T3 und T4 schmal (0,38–0,55 der Tergit-Länge). T5 mit schwarzer Binde, die ≥ 3/4 der Tergit-Breite einnimmt. ♂: Occiput an der engsten Stelle sehr schmal (0,025–0,05 mm) (Abb. 30, 52); f_3 basal zu ≥ 1/2 allseits schwarz; distaler Rand des Basiphallus bildet mit dem oberen Rand einen spitzen Winkel (Abb. 33, 35, 56). ♀: Vorderseite der t_3 ganz gelb behaart oder zu ≤ 2/3 schwarz behaart. Flecken auf T2 sind vom Vorderrand des Tergits zu ≥ 3/4 ihrer Längserstreckung entfernt 11

10 Mundrand ganz gelb. Scutum dicht bestäubt und matt. Metasternum behaart (meist ≥ 10 Haare). Gelbe Binde von T4 hinten median mit schmaler spitzwinkliger Kerbe. ta_3 oben schwarz. ♂: Augenwinkel kleiner (85°–90°). ♀: Augenabstand bei den hinteren Ocellen kleiner (0,18–0,20 der Kopfbreite); Flecken auf T2 sehr breit, dem Vorderrand des Tergits anliegend, ihr Innenrand meist schwach konkav . . . . . ***E. flava* sp.n.**

– Mundrand ganz oder teilweise schwarz (selten ganz gelb). Scutum schwach bestäubt, ± glänzend. Metasternum nackt oder (selten) mit wenigen (bis 4) Haaren. Gelbe Binde von T4 hinten flach ausgeschnitten, beim ♀ meist in der Mitte mit einer kurzen nach hinten gerichteten Spitze. ta_3 gelb (aber etwas dunkler als t_3). ♂: Augenwinkel größer (92°–98°). ♀: Augenabstand bei den hinteren Ocellen größer (0,22–0,255 der Kopfbreite); Flecken auf T2 stets weit vom Vorderrand des Tergits entfernt, mit konvexem Innenrand . . . . . ***E. melanostoma*** (Zett.)

11 Gesicht schmaler (♂: 0,47–0,48, ♀: 0,43–0,47). Clypeus etwas schmaler (♂: 0,29–0,35 mm, ♀: 0,32–0,36 mm), L:B ≥ 1,5 (Abb. 68). Abstand zwischen Mundöffnung und Augen kleiner (0,39–0,48 mm). Genae (meist auch die Gesichtsseiten) mit zahlreichen schwarzen Haaren. Stirnbestäubung läßt oberhalb der Lunula einen größeren unbestäubten Bereich frei (ähnlich *E. melanostoma*). Arista schwarz, mit dem 3. Fühlerglied stark kontrastierend. Scutellum ohne schwarze Haare. Vorderseite von f_3 ohne oder nur mit ganz wenigen schwarzen Börstchen. Oberseite des 1. Gliedes der ta_3 ganz gelb oder nur distal geschwärzt. ♂: Augenwinkel kleiner (89°–94°); Oberseite der Surstyli konkav, Surstyli spitzer (Abb. 62–63). ♀: Mundrand (fast) ganz schwarz;

t_3 außen ganz gelb behaart; alle Haare auf T8 gelb. Größere Art (meist 11,0–13,5 mm) . . . . . ***E. similis* sp.n.**

– Gesicht breiter (♂: 0,51–0,52, ♀: 0,48). Clypeus etwas breiter (♂: 0,39–0,41 mm, ♀: 0,36 mm), L:B < 1,5 (Abb. 69). Abstand zwischen Mundöffnung und Augen größer (0,48–0,60 mm). Genae sowie die Gesichtsseiten unterhalb der Einsenkung zwischen Fühler und Mittelhöcker ohne schwarze Haare. Stirn vollständig bestäubt oder nur mit kleinen nackten Stellen oberhalb der Lunula seitlich der Mittellinie. Arista hat dieselbe Farbe wie das 3. Fühlerglied. Vorderseite von f_3 distal zu $^1/_7$–$^1/_3$ mit schwarzen Börstchen besetzt. Oberseite des 1. Gliedes der ta_3 ganz oder überwiegend schwarz. ♂: Augenwinkel größer (96°–100°); Scutellum am Hinterrand mit einigen schwarzen Haaren; Oberseite der Surstyli konvex, Surstyli stumpfer (Abb. 64–65). ♀: Mundrand überwiegend oder ganz gelb (immer?); t_3 außen mit zahlreichen schwarzen Haaren; Haare in der Mitte von T8 schwarz (am Seitenrand gelb). Kleinere Art (10,5–11,5 mm) . . . . . ***E. cryptica* sp.n.**

6. Literatur

BECKER, Th. (1921): Neue Dipteren meiner Sammlung. – Mitt. zool. Mus. Berl. **10**: 3–93; Berlin.

DOCZKAL, D., U. SCHMID, A. SSYMANK, J.-H. STUKE, R. TREIBER & M. HAUSER (1993): Rote Liste der Schwebfliegen (Diptera: Syrphidae) Baden-Württembergs. – Natur Landsch. **68**: 608–617; Bonn.

DUŠEK, J. & P. LÁSKA (1985): A review of the genus *Scaeva* Fabricius (Diptera, Syrphidae) with the description of a new species from Chile. – Acta ent. bohemoslov. **82**: 206–228; Prag.

GOOT, V.S. VAN DER (1981): De zweefvliegen van Noordwest-Europa en Europees Rusland, in het bijzonder van de Benelux. – Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, 275 pp.; Hoogwoud.

HIPPA, H. (1968): A generic revision of the genus *Syrphus* and allied genera (Diptera, Syrphidae) in the Palearctic region, with descriptions of the male genitalia. – Acta ent. fenn. **25**: 1–94; Helsinki.

KORMANN, K. (1988): Schwebfliegen Mitteleuropas. – 176 pp; Landsberg (ecomed).

MAIBACH, A., P. GOELDLIN DE TIEFENAU & H. G. DIRICKX (1992): Liste faunistique des Syrphidae de Suisse (Diptera). – Misc. faun. helv. **1**: 1–51. Neuchâtel.

MORGE, G. (1974): Diptera Collectionis P. GABRIEL STROBL – V. (Die „Typensammlung"). – Beitr. Ent. **24** (Sonderheft): 161–431; Berlin.

– (1976): Diptera Collectionis P. GABRIEL STROBL – VIII. (Verzeichnis der Dipteren-Arten der Kollektion STROBL). – Beitr. Ent. **26**: 339–439; Berlin.

– (1978): Diptera Collectionis P. GABRIEL STROBL – XII. (Verzeichnis der Dipteren-Arten der Kollektion STROBL nach dessen Insekten-Hauptkatalog: „Catalog des naturhistorischen Cabinets von Admont. I." p. 669–741). – Beitr. Ent. **28**: 69–168; Berlin.

– (1984): Diptera Collectionis P. GABRIEL STROBL – XIII. (Typen-Designierung der Exemplare der sogenannten „Typensammlung"). – Beitr. Ent. **34**: 319–335; Berlin.

MUTIN, V.A. (1990): Obeor palearkticheskikh vidov mukh-zhurchalok roda *Parasyrphus* Matsumura, 1917 (Diptera, Syrphidae). pp. 129–153. – *In*: G.C. ZOLOTARENKO (ed.): Taksonomiya nasekomykh i gepmintov; Novosibirsk (Nauka).

PECK, L.V. (1988): Family Syrphidae. pp. 11–230. – *In*: A. SOÓS &. L. PAPP (eds.): Catalogue of Palaearctic Diptera 8: Syrphidae – Conopidae; Budapest (Akadémiai Kiadó).

RÖDER, G. (1980): Über die Schwebfliegenfauna der Umgebung von Hersbruck. – Mitt. münch. ent. Ges. **70**: 35–48; München.

SACK, P. (1928–1932): Syrphidae. – *In*: E. LINDNER (ed.): Die Fliegen der paläarktischen Region **4.6**: 1–451 und Taf. I–XVIII; Stuttgart (Schweizerbart).

SÉGUY, E. (1961): Diptères Syrphides de l'Europe occidentale. – Mém. Mus. natn. Hist. nat. (A), Paris **23**: 1–248; Paris.

SPEIGHT, M.C.D. (1987): External morphology of adult Syrphidae (Diptera). – Tijdschr. Ent. **130**: 141–175; s'Gravenhage.

– (1988): Syrphidae known from temperate Western Europe: potential additions to the fauna of Great Britain und Ireland and a provisional species list for N. France. – Dipterists Digest **1**: 2–35; Sheffield.
– (1991): A key to W-European *Parasyrphus* species (Syrphidae). – Dipterists Digest **8**: 3–5; Sheffield.
STROBL, G. (1880): Dipterologische Funde um Seitenstetten. Ein Beitrag zur Fauna Nieder-Österreichs. – Progr. k.k. Ober-Gymn. Benedictiner Seitenstetten **14**: 1–65; Linz.
– (1910): Die Dipteren von Steiermark. II. Nachtrag. – Mitt. naturw. Ver. Steierm. **46** (1909): 45–284; Graz.
SZILÁDY, Z. (1940): Über paläarktische Syrphiden. IV. – Annls hist. nat.-Mus. natn. hung. **33**: 54–70; Budapest.
VERLINDEN, L. (1991): Fauna van België. Zweefvliegen (Syrphidae). – Koninklijk Belgisch Instituut voor Natuurwetenschappen, 298 pp.; Brussel.
VOCKEROTH, J.R. (1969): A revision of the genera of the Syrphini (Diptera: Syrphidae). – Mem. ent. Soc. Canada **62**: 1–176; Ottawa.
– (1992): The flower flies of the subfamily Syrphinae of Canada, Alaska, and Greenland: Diptera, Syrphidae. – *In*: The insects and arachnids of Canada **18**: 1–456; Ottawa.
VOCKEROTH, J.R. & F.C. THOMPSON (1987): Syrphidae. – *In*: J.F. MCALPINE (ed.): Manual of Nearctic Diptera. Vol. 2. – Research Branch Agriculture Canada Monograph **28**: 713–743; Ottawa.
ZETTERSTEDT, J.W. (1843): Diptera Scandinaviae, disposita et descripta **2**: 441–894; Lund.
– (1849): Diptera Scandinaviae, disposita et descripta **8**: 2935–3366; Lund.

Anschriften der Verfasser:

DIETER DOCZKAL, Hansjakobstr. 7, D-76316 Malsch und
ULRICH SCHMID, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum Schloß Rosenstein), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde

Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, 70191 Stuttgart

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 508	40 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

SMITHSONIAN DEC 01 1994 LIBRARIES

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Die Käfersammlung am Naturkundemuseum Stuttgart

The Coleoptera Collection in the Natural History Museum Stuttgart

Von Wolfgang Schawaller, Stuttgart

Mit 3 Abbildungen

Summary

Informations about the history, the structure and the increase of the Coleoptera collection in the Natural History Museum Stuttgart are given. At present, the collection is stored in 8590 boxes, the numbers of the individuals and species cannot be estimated with certainty. The type material belongs to about 1600 taxa and is listed preliminarily.

Zusammenfassung

Informationen zur Geschichte, zum Aufbau und zum Zuwachs der Käfersammlung am Naturkundemuseum Stuttgart werden gegeben. Die Sammlung ist zur Zeit in 8590 Kästen untergebracht, die Zahl der Individuen und Arten läßt sich nicht hinreichend genau abschätzen. Das Typenmaterial gehört zu rund 1600 Taxa und ist provisorisch aufgelistet.

Inhalt

1. Einleitung 1
2. Konservatoren 2
3. Arbeitsgemeinschaft südwestdeutscher Koleopterologen 3
4. Bibliothek 3
5. Aufbau der Käfersammlung 3
6. Chronologie des Sammlungszuwachses 4
7. Provisorisches Typenverzeichnis (Stand: 31. XII. 1993) 12
8. Literatur 40

1. Einleitung

Das Staatliche Museum für Naturkunde in Stuttgart kann auf eine zweihundertjährige Geschichte zurückblicken (Ziegler 1991). Dabei stand die Entomologie zunächst im Schatten von Paläontologie und Wirbeltier-Zoologie, nach und nach

wuchs jedoch ihre Bedeutung bis hin zur Schaffung einer eigenständigen Entomologischen Abteilung innerhalb des Museums.

In der entomologischen Sammlung besitzen die einzelnen Insektengruppen ganz unterschiedlichen Umfang, abhängig nicht nur von der Artenvielfalt der einzelnen Gruppen, sondern auch von der Bearbeitung und Betreuung über verschieden lange Zeiträume. Die Käfer als eine der größten Tiergruppen überhaupt (allein in Mitteleuropa etwa 6000 Arten) stellen bezüglich Arten- und Individuenzahlen in der Sammlung den größten Anteil. Dies ist auch ein Verdienst des bisherigen Direktors Prof. Dr. B. Ziegler, der früher Dr. Harde und jetzt Dr. Schawaller als Konservatoren für die Käfer beim Ausbau der Sammlung stets förderte.

Die allgemeine Bedeutung von Insektensammlungen in heutiger Zeit ist nicht hoch genug einzuschätzen. Es sind eben nicht nur Anhäufungen toter Tiere: in solchen Sammlungen ist eine enorme Datenfülle verborgen über die Existenz bestimmter Arten an zahlreichen Lokalitäten zu unterschiedlichsten Zeiten. Mit diesen Belegen können somit ganz verschiedene Fragestellungen bearbeitet werden. Bei der heutigen rapiden und unwiderruflichen Zerstörung natürlicher Lebensräume in aller Welt ist zu vermuten, daß viele Arten dort schon ausgestorben sind und nur noch in Sammlungen „existieren". In unserer Verpflichtung zur Erhaltung dieses Erbes wäre es daher ganz kurzsichtig, in einer Zeit des knappen Geldes den Ausbau und die Auswertung solcher Sammlungen einzuschränken.

2. Konservatoren

Dr. Ernst Hofmann (1837–1892) war der erste hauptamtliche Kustos ab 1869 am Naturalienkabinett, der ausschließlich für Insekten zuständig war. Nachruf siehe Steudel (1893). E. Hofmann publizierte „Die Großschmetterlinge Europas" und beschäftigte sich wohl ausschließlich mit Schmetterlingen. Es sind bislang keine von ihm gesammelten Käfer in der Sammlung nachgewiesen.

Dr. Julius Vosseler (1861–1933) war 1892–1903, Heinrich Fischer (1868–1953) 1904–1911 und Eugen Benz (1881–1956) 1911–1912 in der Entomologischen Abteilung tätig, sie beschäftigten sich nicht mit Käfern.

Prof. Dr. Erwin Lindner (1888–1988) kam 1913 ans Museum und arbeitete nach seiner Pensionierung 1953 noch regelmäßig in Ludwigsburg bis zum Umzug 1984 in den Stuttgarter Neubau am Löwentor. Zur Würdigung siehe Schüz & Harde (1963) und Herting (1988). E. Lindner war Herausgeber der „Fliegen der Palaearktischen Region". Er hat zahlreiche Reisen in Europa, Südamerika und Afrika unternommen, wobei als Nebenfänge auch Käfer mitgebracht wurden. E. Lindner schuf die Voraussetzung für eine eigene Entomologische Abteilung am Museum.

Dr. Franz Groschke (1914–1956) übernahm danach die Entomologische Abteilung, doch sein früher Tod schon nach wenigen Dienstjahren vereitelte die Vollendung größerer Projekte. Sein Fachgebiet war die angewandte Forst-Entomologie. Nachruf siehe Lindner (1956).

Dr. Karl Wilhelm Harde (1922–1982) übernahm am 1. November 1956 die Leitung der Entomologischen Abteilung und war der erste Konservator für die Koleopteren. Nachruf siehe Janus (1983). In seine Zeit fiel die erste Beschaffung von neuen Insektenkästen im Normformat für die gesamte entomologische Sammlung und die grundsätzliche Konzeption des Sammlungsaufbaues. K. W. Harde war Mitherausgeber der „Käfer Mitteleuropas" und Schriftleiter der „Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde", außerdem reaktivierte er den Entomologischen Verein Stuttgart 1869

e.V. und gründete mit Dr. RUDOLF KÖSTLIN die Arbeitsgemeinschaft südwestdeutscher Koleopterologen (vergleiche Kap. 3.).

Dr. WOLFGANG SCHAWALLER (geb. 1950) trat seinen Dienst als Konservator für die Koleopteren am 1. November 1983 an. Er war verantwortlich für den Umzug der Sammlung 1984 in das neue Museum am Löwentor und die gleichzeitige Neubeschaffung und Aufstellung von Insektenschränken. Die wissenschaftliche Tätigkeit konzentriert sich auf die Käferfamilien Silphidae, Agyrtidae, Discolomidae, Prostomidae und hauptsächlich Tenebrionidae. Neben europäischen Sammelreisen erfolgten bislang 9 längere Geländeaufenthalte von insgesamt 43 Wochen in Asien.

3. Arbeitsgemeinschaft südwestdeutscher Koleopterologen

Die Käfer sind eine Tiergruppe, die sich auch bei den sogenannten Amateuren einer großen Beliebtheit erfreuen. Tatsächlich ist in der Koleopterologie bei der Fülle der Arten und Fragestellungen die Mitarbeit solcher Enthusiasten unverzichtbar.

Der Kornwestheimer Arzt Dr. RUDOLF KÖSTLIN gründete 1958 die Arbeitsgemeinschaft südwestdeutscher Koleopterologen zusammen mit Dr. ADOLF HORION (Überlingen) und dem damaligen Leiter der Entomologischen Abteilung am Museum Dr. K. W. HARDE. Hauptanliegen des Arbeitskreises ist die Erforschung der einheimischen Käferfauna. Jährlich wird seitdem ein anderes Exkursionsziel in Baden-Württemberg ausgewählt; die Ergebnisse dieser Exkursionen werden danach in den Mitteilungen des Entomologischen Vereins Stuttgart publiziert. Außerdem wurde eine jährliche Tagung ins Leben gerufen (früher Wintertagung in Ludwigsburg, jetzt in Beutelsbach), die sich mittlerweile zum beliebtesten Deutschen Koleopterologen-Treffen entwickelt hat (um 150 Teilnehmer beim 36. Treffen 1993). Zur Zeit erstellen die Mitglieder der Arbeitsgemeinschaft unter der Federführung des jetzigen Vorsitzenden, des Kleinheppacher Grafikers JÜRGEN FRANK, eine aktuelle Liste der Käfer Baden-Württembergs.

Die Arbeitsgemeinschaft besteht zur Zeit aus rund 60 Mitgliedern. Das Naturkundemuseum profitiert in hohem Maße von der ehrenamtlichen Tätigkeit dieser Koleopterologen, denn alle ihre Aktivitäten erfolgen selbstredend in enger Zusammenarbeit mit dem zuständigen Konservator.

4. Bibliothek

Zur „Datenbank" der entomologischen Sammlung gehört auch die Literatursammlung. In der Bibliothek des Stuttgarter Naturkundemuseums stehen die entomologischen Zeitschriften, Monografien und Sonderdrucke separat von den anderen Abteilungen. Innerhalb der Entomologie befinden sich die koleopterologischen Monografien getrennt von den übrigen Insektenordnungen, die Zeitschriften und die umfangreiche Sonderdrucksammlung hingegen sind nicht nach Tiergruppen, sondern allein nach alphabetischen Kriterien sortiert.

Bezüglich der Koleopterologie ist die entomologische Bibliothek gut ausgestattet, ein wesentlicher Grundstock bildet dabei die 1977 erhaltene Bibliothek des Altmeisters der mitteleuropäischen Käferfaunistik, Dr. ADOLF HORION (1888–1977). Über Jahrzehnte schickten ihm zahlreiche Koleopterologen Sonderdrucke ihrer Arbeiten. In heutiger Zeit erhält die Sonderdrucksammlung beständigen Zuwachs an Arbeiten von Wissenschaftlern, denen Käfer aus der Museumssammlung zur Bearbeitung ausgeliehen wurden und die ihre Ergebnisse publizieren.

5. Aufbau der Käfersammlung

Die Käfersammlung am Staatlichen Museum für Naturkunde in Stuttgart ist als Weltsammlung konzipiert und generell nach dem „Coleopterorum Catalogus" von JUNK-SCHENKLING, dem einzigen Weltkatalog der Käfer, geordnet. Auf den Sammlungskästen sind die entsprechende Bandzahl und die zugehörigen Seitenzahlen ver-

merkt, so daß jede Käferart anhand der Katalogregister schnell gefunden werden kann. Bei den Curculionidae sind alle Seitenzahlen der zahlreichen Katalogteile durchgehend paginiert. Einige Sammlungsteile (*Carabus, Stenus,* Histeridae, Dermestidae, *Dorcadion*) sind jedoch nach neueren Monografien aufgestellt, was an den Kästen entsprechend notiert ist. Sind Arten in der Sammlung vorhanden, die erst nach Erscheinen der einzelnen Katalogbände veröffentlicht worden sind, so sind diese im Katalog an den betreffenden Stellen nachgetragen. Nach den einzelnen Familien folgen jeweils Kästen mit unbestimmtem Material, welches nach geografischer Herkunft sortiert ist. Das Typenmaterial (vergleiche Kap. 7.) steckt in der Sammlung an entsprechender Stelle und wird nicht gesondert aufbewahrt.

Bei der Einordnung neuer Sammlungen in die vorhandene Weltsammlung wird jedes Tier mit einem Herkunftsetikett versehen, so daß immer nachvollziehbar bleibt, woher die entsprechenden Belege stammen und in welchem Jahr sie an das Stuttgarter Museum kamen. Zur Zeit sind die Sammlungen Köstlin, Hladil und Scheel noch nicht vollständig in die Hauptsammlung integriert.

Die Präparation und Etikettierung der jährlichen Zuwächse übernehmen die Präparatorinnen und Präparatoren der Entomologischen Abteilung, die wissenschaftliche Auswertung erfolgt in enger Zusammenarbeit mit nationalen und internationalen Spezialisten. Zu diesem Zwecke wurden beispielsweise 1991 in 66 Leihvorgängen rund 7500 Käfer ausgeliehen. Nur so kann die Informationsfülle der Käfersammlung auch ausgeschöpft werden.

Der Umfang der Käfersammlung beträgt zur Zeit 8590 Kästen (Größe: 45 x 32 cm), wobei noch etwa 30% für Zuwachs frei sind. Die Zahl der Individuen und Arten läßt sich nicht hinreichend genau abschätzen, allein das Typenmaterial gehört zur Zeit zu rund 1600 Taxa und ist in Kap. 7. provisorisch aufgelistet.

6. Chronologie des Sammlungszuwachses

Die folgenden Angaben zum Zuwachs der Käfersammlung sind in den Anfangsjahren nicht so umfangreich wie in neuerer Zeit. Dies erklärt sich nicht nur durch den geringeren früheren Zuwachs, sondern auch durch die mangelnde Dokumentation der älteren Zugänge. Sollten dem Leser weitere Details bekannt sein, wäre ich für eine Mitteilung dankbar. Die sehr zahlreichen kleineren, aber dennoch wertvollen Eingänge in neuerer Zeit können hier nicht alle einzeln aufgeführt werden, sie sind den entsprechenden Jahresberichten des Museums zu entnehmen.

Die alte Basissammlung kommt aus verschiedenen Quellen, was heute nicht mehr im Einzelnen nachvollziehbar ist. Dieses Material ist überwiegend etikettiert mit „alte Sammlung Stuttgart", leider aber ohne die betreffenden Namen. Wesentliche Bestandteile lieferten Baron Carl von Ludwig (1784–1847) mit Material aus Südafrika (1944 wohl teilweise vernichtet), Herzog Paul Wilhelm von Württemberg (1797–1860) mit Material aus aller Welt und insbesondere aus Nordamerika, August Kappler (1815–1887) mit Material aus Surinam, Theodor von Heuglin (1824–1876) mit Material aus Afrika, Freiherr Ferdinand von Müller (1825–1896) mit Material aus Australien (1944 teilweise vernichtet) und Ferdinand Krauss (1812–1891) mit Material aus Südafrika. Dazu gehört nicht zuletzt auch die wertvolle Sammlung des Karl von Roser (1812–1861, Nachruf: Jäger 1863), die 1864 ans Museum gelangte und etwa 20 000 Exemplare aller Insektenordnungen enthielt. Dieses Material stammte aus aller Welt und wurde von vielen zeitgenössischen Sammlern zusammengetragen (unter anderen F. Sarg, H. L. F. de Saussure, N. Arnold, W. Beutenmüller).

Der nächste Materialschub gelangte um die Jahrhundertwende an das Museum und ist durch bessere Etikettierung auch heute noch im Einzelnen kenntlich. Nicht bekannt ist, ob es sich um die kompletten Ausbeuten gehandelt hat oder ob nur eine Auswahl davon nach Stuttgart ging. Friedrich Hauser sammelte 1894 im Malayischen Archipel, Oberhammer 1899 in Tonkin, C. Weiss 1901 im damaligen Deutsch-Ostafrika, Hans Sauter 1901 in Tonkin und 1908 auf Formosa, Senfft 1904 auf den Karolinen- und Marianen-Inseln, Prof. Albrecht

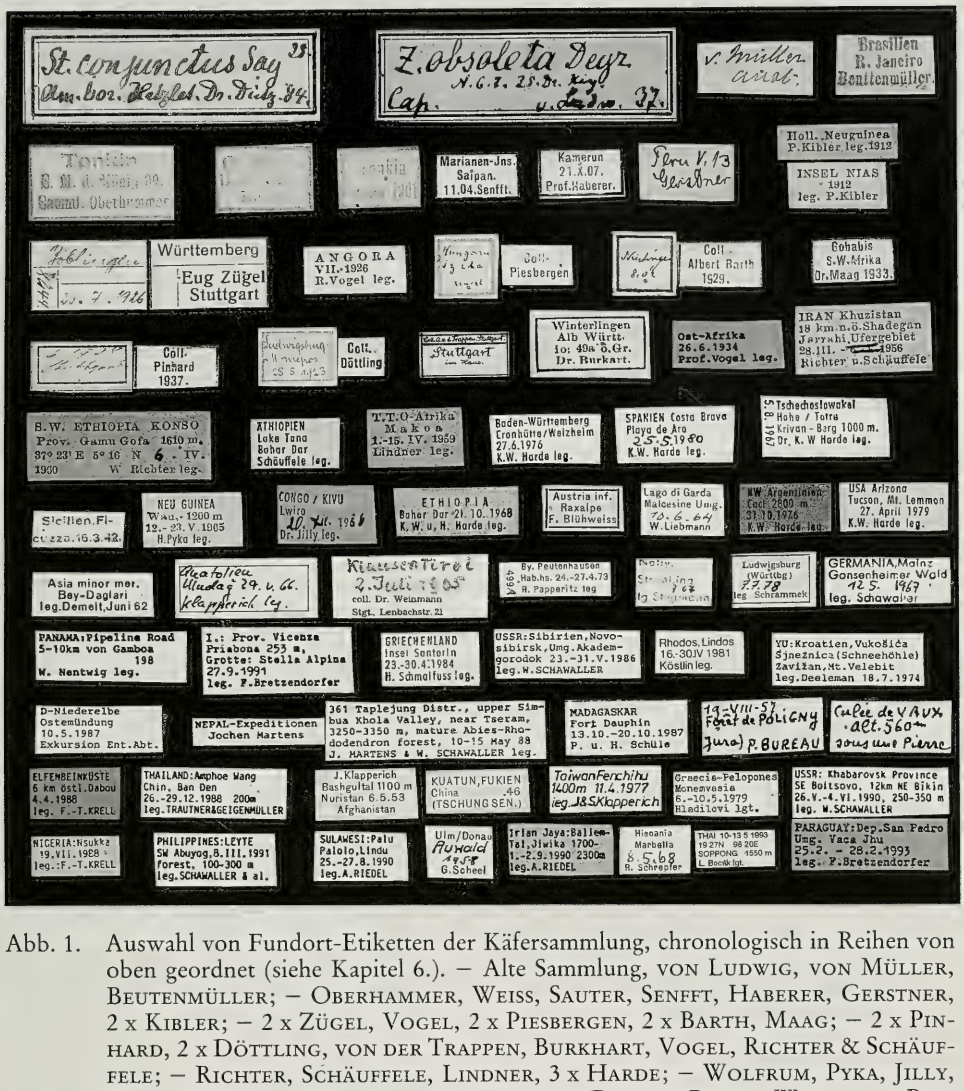


Abb. 1. Auswahl von Fundort-Etiketten der Käfersammlung, chronologisch in Reihen von oben geordnet (siehe Kapitel 6.). – Alte Sammlung, von Ludwig, von Müller, Beutenmüller; – Oberhammer, Weiss, Sauter, Senfft, Haberer, Gerstner, 2 x Kibler; – 2 x Zügel, Vogel, 2 x Piesbergen, 2 x Barth, Maag; – 2 x Pinhard, 2 x Döttling, von der Trappen, Burkhart, Vogel, Richter & Schäuffele; – Richter, Schäuffele, Lindner, 3 x Harde; – Wolfrum, Pyka, Jilly, Harde, Blühweiss, Liebmann, 2 x Harde; – Demelt, Braun, Weinmann, Papperitz, Stegmann, Schrammek, Schawaller; – Nentwig, Bretzendorfer, Schmalfuss, Schawaller, Köstlin, Deeleman; – Entomologische Abteilung, 2 x Martens & Schawaller, Schüle, 2 x Bureau; – Krell, Trautner & Geigenmüller, 3 x Klapperich, Hladil, Schawaller; – Krell, Schawaller & al., Riedel, Scheel, Riedel, Schrepfer, Bocák, Bretzendorfer.

Haberer 1907/08 in Westafrika und insbesondere in Kamerun, Prof. Wilhelm Kattwinkel 1910/11 in Deutsch-Ostafrika, Gerstner 1912–17 in Peru, Paul Kibler 1912 in Neu Guinea, auf der Insel Nias und auf den Key-Inseln, E. Müller 1919 in der Umgebung von Rio de Janeiro.

Anfang des 20. Jahrhunderts begann die spezielle Untersuchung der einheimischen Käferfauna. Im Jahr 1912 gelangte eine kleine Sammlung württembergischer Käfer des Stadtgeometers Hugo Döttling aus Stuttgart an das Museum, sie wurde leider durch den Luftangriff am 12./13. September 1944 teilweise vernichtet. Die Lokalsammlung des Kaufmanns Emil Scriba

Tauschverzeichnis zwischen Kgl. Naturalienkabinett u. Prof. Jaeger
betreffs Buprestiden. 4. April 1898.

1 Stigmod. punctato Sulcata	Unic.		
1 Sterapis splendens	Unic.	Stand der Abrechnung v. 9. März 1898	
1 Mastogenius subcyaneus	"	Prof. Jaegers Gutschrift	81 Sp.
1 Taphrocerus volitans	"	hiezu nb f. Doubl. 6	
2 " stygius	"	f. 7 Unica 20	
			26 Sp.
1 Pseudagrilus sophorae	"		
1 Agrilus viren	"		
7 Unica		permit Prof. Jaegers Gutschrift	55 Spec.

an Dupletten

2 Agrilus hirundo
1 " squaliformis
1 " sp.?
5 " sp.?
7 Paragr. Lesucuri
1 Acmeodera flavopicta

Summa 6 Sp. Doubl.

Prof. Dr. S. Jaeger
Stuttgart 4 April 1898.

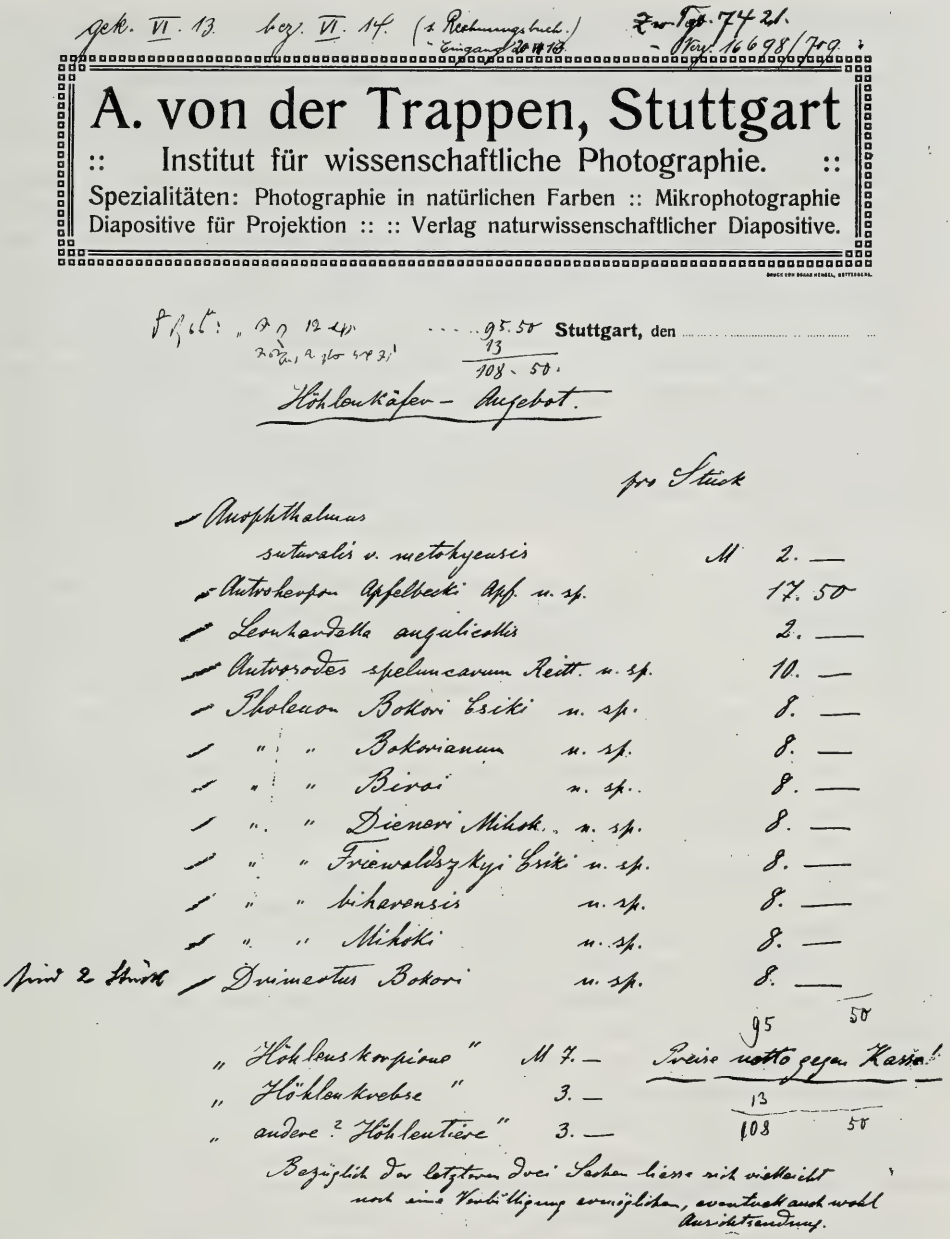
Abb. 2. Tauschverzeichnis zwischen kgl. Naturalienkabinett und Prof. JAEGER betreffs Buprestiden (1898).

(1834–1917) aus Heilbronn erhielt das Museum im gleichen Zeitraum, sie enthielt insbesondere Belege aus Heilbronn und aus dem Schwarzwald, darunter 352 Staphyliniden-Arten. Auch diese Sammlung wurde durch den 2. Weltkrieg sehr in Mitleidenschaft gezogen.

Die bedeutende Sammlung des Stuttgarter Professors GUSTAV JÄGER (1832–1917) erhielt das Museum 1921. Schon auf dem Schulweg von Münchingen nach Korntal hat er Käfer gesammelt und war bei seinen Kameraden als „Schnoke-Jäger" verschrieen. Zeit seines Lebens hat er dann Material aus der ganzen Welt zusammengetragen, speziell Buprestidae, Cetoniinae, Coprinae, Melolonthinae, Dynastinae und Rutelinae. Von vielen Arten dieser Gruppe besitzen wir auch heute noch ausschließlich dieses alte Material, was die Bedeutung dieser Sammlung unterstreicht. JÄGER war außerdem der Herausgaber des „Calwer", eines der ersten Bestimmungswerke europäischer Käfer.

Die Lokalsammlung von EUGEN ZÜGEL († 1935) konnte die Naturaliensammlung 1929 erwerben. Die Ausbeuten von Prof. VOGEL aus der Türkei (1926) und aus Ostafrika (1934) bereicherten in dieser Zeit ebenfalls die Sammlung.

Als eine der größten und wertvollsten Erwerbungen der damaligen Zeit (1929) kann die Sammlung des Sanitätsrates und Augenarztes Dr. FRANZ PIESBERGEN (1860–1928) aus Stutt-


A. von der Trappen, Stuttgart
:: Institut für wissenschaftliche Photographie. ::
Spezialitäten: Photographie in natürlichen Farben :: Mikrophotographie
Diapositive für Projektion :: :: Verlag naturwissenschaftlicher Diapositive.

Stuttgart, den

Höhlenkäfer-Angebot.

		pro Stück
Anophthalmus sutularis v. metokyensis	M	2.—
Antroherpon Apfelbecki Apf. n. sp.		17.50
Leonhardella angulicollis		2.—
Antrosodes spelunearum Reitt. n. sp.		10.—
Pholeuon Bokori Csiki n. sp.		8.—
" " Bokorianum n. sp.		8.—
" " Birai n. sp.		8.—
" " Dienori Mihok. n. sp.		8.—
" " Frivaldszkyi Csiki n. sp.		8.—
" " biharensis n. sp.		8.—
" " Mihoki n. sp.		8.—
sind 2 Stück Drimeotus Bokori n. sp.		8.—

„Höhlenskorpione" M 7.— Preise netto gegen Kassa!
„Höhlenkrebse" 3.—
„andere ? Höhlentiere" 3.—

Bezüglich der letzteren drei Sachen liesse sich vielleicht noch eine Vereinigung ermöglichen, eventuell auch wohl Aussichtsendung.

Abb. 3. Höhlenkäfer-Angebot von A. von der Trappen (1913/14).

gart gelten. Diese Sammlung gliederte sich in zwei Teile, zum einen in eine umfangreiche Paläarktensammlung und zum anderen in eine Spezialsammlung Lucanidae und Passalidae aus aller Welt; zusammen waren es 6 Schränke mit über 350 Kästen. Die Paläarktensammlung enthält neben württembergischen, selbst gesammelten Belegen viel gekauftes Material von den klassischen zeitgenössischen Sammlern und Händlern (Bodemeyer, Paganetti, Winkler), darunter auch viel Material inklusive über 500 echter und falscher Syntypen von Reitter. Die

Hirschkäfer-Sammlung enthält auch Material des Pariser Insektenhändlers EUGÈNE LE MOULT.

Die Lokalsammlungen von ALBERT BARTH (1909–1935) mit etwa 1000 Käfern (und 5000 Schmetterlingen) und von FRITZ PINHARD (1866–1937) mit Käfern (und Hemipteren) wurden nach deren Tod erworben. Dr. MAAG sammelte 1923–1933 im damaligen Deutsch-Südwestafrika um Gobabis.

Die Sammlung des Stuttgarters ARTHUR VON DER TRAPPEN (1870–1945) wurde 1936 erworben. Es handelt sich dabei (neben Dipteren) um eine umfangreiche Lokalsammlung von rund 30 000 Käfern, die die Grundlage bildeten für die erste publizierte „Käferfauna Württembergs" in den Jahresheften des Vereins für vaterländische Naturkunde (1929–35). Viele der publizieren Meldungen bedürfen wegen Fehlbestimmungen allerdings der Nachprüfung.

Nach dem 2. Weltkrieg konnte 1950 die kleine Lokalsammlung des Vermessungsrates HUGO DÖTTLING erworben werden, von dem schon 1912 Käfer an das Museum gelangten. 1953 kam eine Lokalsammlung aus dem Ludwigsburger Favoritepark von HANS NOWOTNY aus Karlsruhe an das Museum, sie enthielt neben anderen Insekten 624 Käfer. Die Carabiden-Spezialsammlung von Dr. EMIL BURKART (1884–1957) aus Winterlingen wurde 1955 erworben, sie beinhaltete rund 9000 Tiere einschließlich Belege aus der bekannten Sammlung HAUSER. Nach dem Tode von BURKHART erhielt das Museum 1961 noch weitere Käfer aus verschiedenen Familien. Prof. Dr. ERWIN LINDNER sammelte neben seinen Fliegen auch einige Käfer 1951/52 in Ostafrika und 1958/59 in Ost- und Südafrika. E. WOLTER sammelte 1958/59 ebenfalls in Ostafrika.

In der zweiten Hälfte der Fünfziger Jahre verdankt das Museum WILLI RICHTER sehr umfangreiche und wertvolle Aufsammlungen aller Insektenordnungen. 1954 übergab er eine Marienkäfer-Sammlung in 762 Exemplaren. 1955 sammelte er während eines halbjährigen Aufenthaltes in Persisch Belutschistan als Gast des Arztes Dr. FRIEDRICH SCHÄUFFELE zusammen mit diesem rund 30 000 Insekten, auf einer zweiten Reise 1956 nochmals rund 20 000 Insekten. Dieses Material aus unzugänglicher und heißer Region bildete die Grundlage zahlreicher Veröffentlichungen (RICHTER 1961). Vom 1. Dezember 1959 bis 5. Mai 1960 sammelte W. RICHTER in Äthiopien, wo er wiederum Gast bei Dr. SCHÄUFFELE war. Diese bedeutenden Aufsammlungen wurden ergänzt durch die eigenen Aufsammlungen von Dr. SCHÄUFFELE aus Belutschistan (1954 an das Museum) und aus Äthiopien (1958 an das Museum).

Nach dem Dienstantritt 1956 von Dr. K. W. HARDE (1922–1982) erhielt das Museum 1958 dessen Bockkäfer-Spezialsammlung von rund 10 000 Exemplaren. Dr. HARDE sammelte dann bis zu seinem Tode regelmäßig in Baden-Württemberg alleine und zusammen mit den Mitgliedern der Arbeitsgemeinschaft. Bis Mitte der Sechziger Jahre erfolgten außerdem regelmäßige Sammelreisen nach Waidisch in Kärnten, wo er auch mit Unterstützung seiner Frau HERTA Tausende von Käfern (und anderen Insekten) zusammentrug.

Eine Spezialsammlung aus Sizilien überließ PAUL WOLFRUM (1886–1969) 1965 dem Stuttgarter Museum. Dem Museum wurde 1967 die Sammlung von Dr. OSKAR KLEIN übereignet, diese bestand aus rund 50 Kästen vor allem mit exotischen Käfern und einer kleinen Spezialsammlung südamerikanischer Chrysomelidae. 1966 erhielt das Museum die einjährige Ausbeute aus Neu Guinea von H. PYKA aus Weil im Schönbuch. Dr. JILLY sammelte 1966/67 im Kongo und Dr. HARDE 1967 in der Tatra und 1968 in Äthiopien.

Anfang der Siebziger Jahre erhielten wir die Sammlung FRANZ BLÜHWEISS (1880–1948), eine Lokalsammlung aus dem Wiener Raum in rund 30 Kästen. Es ist nicht klar, ob es sich dabei um die komplette Sammlung handelte oder nur um Teile. In der gleichen Zeit kam eine kleine Spezialsammlung der Familie Buprestidae von Dr. HUBERT MÜLLER aus Wiesbaden-Dotzheim an das Museum. Die Sammlung WALTER LIEBMANN (1885–1974) aus Oberkochen – eine Spezialsammlung europäischer Curculionidae – kam 1974 als Stiftung nach Stuttgart. Seine große Paläarkten-

sammlung mußte er bei seiner Vertreibung aus der damaligen DDR zurücklassen, sie gelangte 1958 an das Deutsche Entomologische Institut in Eberswalde.

In dieser Zeit sammelte Dr. HARDE bis zu seinem Tod 1982 regelmäßig und oft zweimal im Jahr in Playa de Aro an der spanischen Costa Brava Insekten, oft in großen Serien. Zusammen mit seiner Frau bereiste er 1976 Argentinien und 1979 Arizona und brachte auch von dort viele Käfer mit.

Im Jahr 1974 kaufte das Museum die *Carabus*-Spezialsammlung von HENRI GUT aus Orbe bei Lausanne. Sie enthielt rund 35 000 Exemplare, darunter auch eine große Zahl unpräparierter Tiere. Herr CARL L. BLUMENTHAL aus Troisdorf, ein anerkannter Spezialist dieser Gruppe, hatte schon 1966 ehrenamtlich die *Carabus*-Sammlung des Museums in 250 Kästen neu aufgestellt, durch den bedeutenden neuen Zugang vergrößerte sich dieser Sammlungsteil nun auf etwa 800 Kästen.

Die Bockkäfersammlung von CARL VON DEMELT (1923–1988) aus Klagenfurt wurde 1976 erworben. Es handelte sich um eine bedeutende Spezialsammlung paläarktischer, vor allem östlicher Bockkäfer (850 Arten in 11 000 Exemplaren). Wegen mehrerer Augenoperationen mußte CARL VON DEMELT diesen Sammlungsteil schon früh abgeben, nach seinem Tode erhielten wir auch die später aufgebaute Prioninen-Sammlung.

Eine weitere sehr bedeutende Bockkäfersammlung erhielten wir 1978, die Spezialsammlung der Gattung *Dorcadion* von Dr. WALTER BRAUN aus Tübingen. Sie beinhaltete etwa 4500 Exemplare, darunter mehr als 150 Typen von über 50 Taxa. Zuvor im Jahr 1977 kam ein weiterer bedeutender Zugang durch die Sammlung des Stuttgarters Dr. L. WEINMANN, eine Stiftung von etwa 40 Kästen tropischer Großkäfer.

Die Sammlung von RICHARD PAPPERITZ († 1983) aus Peutenhausen in Bayern wurde 1983 angekauft. Es handelte sich um eine umfangreiche europäische Sammlung von rund 5600 Arten in 60 000 Exemplaren, die Belege kamen überwiegend aus Oberfranken, Kärnten und vom Neusiedler See. Im gleichen Jahr wurde der größte Teil der Sammlung STEGMANN aus Bogen an der Donau erworben. Diese Sammlung bestand aus etwa 7500 Käfern in 60 Kästen überwiegend paläarktischer Herkunft und mit Schwerpunkt bei den Carabidae und Scarabaeidae, es fehlten beispielsweise die Cerambycidae. Schon im Januar des gleichen Jahres erbte das Museum die mitteleuropäische Lokalsammlung von GASTON SCHRAMMEK († 1983) aus Ludwigsburg, sie bestand aus rund 30 Kästen und zahlreichem unpräpariertem Material. HANS SCHAEFLEIN († 1994) aus Neutraubling in Bayern stiftete ebenfalls 1983 eine größere Zahl determinierter Dytiscidae aus Europa, meist Publikationsbelege und faunistische Besonderheiten.

Nach dem Dienstantritt 1983 von Dr. W. SCHAWALLER als Konservator für die Koleopteren wurde dem Museum seine bis dahin in 20 Jahren gesammelten Käfer aus Europa in etwa 30 Kästen übergeben, darin als Schwerpunkt die Familien Silphidae und Tenebrionidae. Noch unmittelbar vor seinem Dienstantritt sammelte er im Rahmen der Himalaya-Expeditionen von Prof. Dr. JOCHEN MARTENS aus Mainz im zentralen Nepal-Himalaya während der Monsunzeit mehrere Tausend Käfer, die teilweise noch an das Senckenberg-Museum in Frankfurt gingen, zum größten Teil aber später nach entsprechenden Bearbeitungen nach Stuttgart.

Im Jahr 1982 erhielten wir eine größere Zahl Tenebrionidae aus der Mongolei von Dr. LEV MEDVEDEV aus Moskau und im Jahr 1984 die bedeutende Stiftung einer Orginalausbeute aus Panama von Dr. WOLFGANG NENTWIG aus Marburg, in der

besonders viele Kleinkäfer aus Bodenfallen den Wert ausmachen. Dr. SCHAWALLER sammelte in Zentralspanien etwa 1000 Käfer und zusammen mit FRANZ BRETZENDORFER Höhlenkäfer in den Alpen. In den folgenden Jahren wurde regelmäßig eine solche herbstliche Höhlenerkundung zusammen mit Mitgliedern der Arbeitsgemeinschaft durchgeführt. Regelmäßige Aufsammlungen in den Achziger Jahren in Griechenland durch Dr. HELMUT SCHMALFUSS (Stuttgart) ergaben Belege von vielen Inseln.

Im Jahr 1985 erwarb das Museum eine Spezialsammlung der Leiodiden-Gattung *Agathidium* von FERNANDO ANGELINI aus Brindisi, sie enthielt rund 200 Exemplare ausschließlich aus dem Himalaya mit 71 Typen von 28 Arten. Ebenso von FERNANDO ANGELINI erhielten wir 1986 eine Sammlung süditalienischer Käfer, darin 1200 Arten in 3650 Exemplaren. Dr. SCHAWALLER sammelte 1800 Käfer in 356 Arten in Westsibirien im Umkreis von Novosibirsk.

Ein herausragender Zugang ist im Jahr 1987 die Stiftung der Sammlung des Kornwestheimer Arztes Dr. RUDOLF KÖSTLIN (1908–1987), dem langjährigen Vorsitzenden der Arbeitsgemeinschaft südwestdeutscher Koleopterologen. Würdigung siehe FRANK & KOSTENBADER (1983). Es handelte sich um etwa 75 000 europäische Käfer in 220 Kästen, schon 1984 spendete er 7 Kästen der Staphyliniden-Gattung *Atheta* mit 250 Arten in 3000 Exemplaren. Dieser umfangreiche Nachlaß ist besonders bedeutend für die Faunistik in Baden-Württemberg, außerdem ist als Schwerpunkt die Familie der Rüsselkäfer und hier besonders die artenreiche Gattung *Apion* vertreten. Dr. KÖSTLIN stand in engem Kontakt mit Dr. LOTHAR DIECKMANN vom Deutschen Entomologischen Institut, der fast alle Bestimmungen in dieser Familie überprüft hat.

Ebenfalls 1987 konnte das Museum die Höhlenkäfersammlung von Dr. P. R. DEELEMAN aus Ossendrecht in den Niederlanden erwerben. Diese Sammlung enthielt etwa 1500 Höhlenkäfer (Trechinae und Bathysciinae) in 120 Arten, welche überwiegend aus jugoslawischen Höhlen stammten und meist gemeinsam mit dem bekannten Zoologen EGON PRETNER aus Ljubljana gesammelt wurden. Im gleichen Jahr konnten außerdem 2000 Käfer aus der Mongolei und aus Vietnam sowie 900 Laufkäfer der Gattung *Carabus* aus dem Himalaya angekauft werden. Eine Gemeinschaftsexkursion der Entomologischen Abteilung erbrachte 1000 Käfer von der Nordseeküste bei Cuxhaven, Dr. SCHAWALLER und Dr. SCHMALFUSS sammelten 1050 Käfer in Israel, Dr. TILL OSTEN brachte 500 Käfer aus Anatolien mit und Dr. ROLAND GRIMM aus Tübingen fing 460 Käfer auf Madeira.

Auf einer dreimonatigen Nepal-Expedition sammelten Prof. Dr. J. MARTENS (Mainz) und Dr. W. SCHAWALLER 50 000 Käfer. Untersucht wurden alle Höhenstufen zwischen 200 und 5000 m im Osten Nepals, zum Einsatz kamen auch automatische Bodenauslese-Apparate. Die Auswertung dieses riesigen Materials ist noch lange nicht abgeschlossen, die bisherigen Publikationen zeigen aber schon jetzt, daß es sich um sehr interessantes und artenreiches Material handelt.

Im gleichen Jahr konnten zwei bedeutende Sammlungen erworben werden. Nach der allgemeinen Cerambyciden-Sammlung 1976 erhielten wir nach seinem Tode 1988 auch die wertvolle Prioninen-Spezialsammlung von CARL VON DEMELT aus Klagenfurt. Sie enthielt 2100 dieser großen Bockkäfer in 522 Arten. Außerdem bekam das Museum eine Auswahl aus der Histeriden-Sammlung von Dr. SLAVOMIR MAZUR aus Warschau in 940 Exemplaren von 400 Arten aus aller Welt. Angekauft wurden außerdem 2500 Käfer aus Madagaskar (H. & P. SCHÜLE, Weil der Stadt),

1200 Chrysomelidae aus Vietnam mit 50 Paratypen von 25 Arten (Dr. Lev Medvedev, Moskau) und 750 Käfer aus Tadschikistan (H. Muche, Radeberg). Franz Bretzendorfer sammelte 950 Käfer in Paraguay.

Auch das Jahr 1989 war für die Käfersammlung außerordentlich ertragreich. Wir erhielten die Sammlung des Franzosen P. Bureau aus Burgund mit 20 000 Belegen aus ganz Frankreich. Diese Sammlung konnte kurz vor ihrer Vernichtung in einer feuchten Garage sichergestellt werden, einige Kästen waren allerdings schon hoffnungslos verschimmelt. Außerdem konnten wir erwerben 20 000 Käfer aus mehreren Ländern Westafrikas (Frank-Thorsten Krell, Dußlingen); 10 000 Käfer aus Thailand (Jürgen Trautner, Filderstadt); 10 000 Käfer aus Indien (Alexander Riedel, Friedberg/Augsburg); 6800 Scarabaeidae aus Südamerika in 730 Arten, darunter mehrere Paratypen (Dr. Karl-Ernst Hüdepohl, Breitbrunn); 1800 Käfer aus Rußland und 850 Dermestidae aus aller Welt in 200 Arten, darunter 80 Paratypen von 30 Arten (Vladimir Kalik, Pardubice). 1989 gingen zudem außergewöhnlich viele kleinere Aufsammlungen ein, insgesamt über 8000 Exemplare aus aller Welt, die in diesem Rahmen nicht alle aufgeführt werden können.

Die Zugänge des Jahres 1990 waren immens, insgesamt knapp 250 000 Käfer bereicherten in vielen Gruppen die Käfersammlung des Stuttgarter Naturkundemuseums. Zunächst konnte der gesamte Nachlaß von Johann Klapperich (1913–1987) aus Bonn erworben werden. Nachruf siehe Lucht (1988). J. Klapperich war ein überaus erfolgreicher Sammler in schwer zugänglichen Regionen auf der ganzen Welt, der schon zu Lebzeiten viele Teile seiner Ausbeuten vereinzelt hatte. Dennoch war der Nachlaß, der auch eingetauschtes Material von anderen Koleopterologen enthielt, immer noch sehr umfangreich, darunter 16 Holo- und 1425 Paratypen. Das Material ist teilweise noch nicht präpariert.

Außerdem erwarben wir 1990 die Leiodidae-Spezialsammlung von Hermann Daffner (Günzenhausen). Es handelt sich dabei um die umfangreichste Sammlung dieser an unterirdischen Pilzen lebenden Käfer auf der ganzen Welt. Von den weltweit etwa 350 Arten dieser Gruppe sind in der Sammlung 263 Arten vertreten, darunter 41 Holo- und 383 Paratypen. Der bekannte Spezialist der Stapyliniden-Gattung *Stenus*, Dr. Volker Puthz (Schlitz/Hessen) überließ uns 1800 Doubletten seiner Sammlung in 700 Arten einschließlich 250 Paratypen. Mit rund 50 Kästen ist die Stuttgarter *Stenus*-Sammlung jetzt nach Washington und Genf die umfangreichste weltweit. Weiterhin ging die Sammlung paläarktischer Käfer von J. & M. Hladil (Zdanice) ein, sie enthielt 30 000 Käfer überwiegend aus Osteuropa, Rußland und Mittelasien. Die Sammlung ging nicht ganz komplett nach Stuttgart, einige Teile wurden schon vorher vereinzelt. Weiterhin wurden erworben 3000 Käfer aus Südostasien (Alexander Riedel, Friedberg/Augsburg) und 2600 Käfer aus Chile (Thomas Cekalovic, Concepcion).

Dr. W. Schawaller sammelte 1990 in Ostsibirien in den Wäldern am Amur und Ussuri 5000 Käfer. Gefördert durch die Deutsche Forschungsgemeinschaft und die damals noch sowjetische Akademie der Wissenschaften war er einer der ersten westlichen Entomologen, der dort Feldforschung betreiben durfte. Uli Bense und Dr. H. Schmalfuss erbeuteten 2400 Käfer in Nordost-Griechenland.

Im Jahr 1991 konnten 5000 Käfer aus Sumatra und Irian Jaya von A. Riedel, von dem wir auch schon in den Vorjahren Material seiner Reisen erhalten haben, und 1900 Käfer aus Äthiopien, Ostasien, Vietnam, aus der Mongolei und aus dem Kau-

kasus von Dr. L. MEDVEDEV (Moskau) erworben werden. Dr. DIETER ERBER (Gießen) lieferte 1000 Käfer aus Sumatra, Benin und von Madeira.

Dr. W. SCHAWALLER erbeutete mit Unterstützung von JÜRGEN TRAUTNER und KATRIN GEIGENMÜLLER 6000 Käfer auf der Philippinen-Insel Leyte, wo noch Reste des Primärwaldes untersucht werden konnten. Die Auswertung des Materials ist noch in der Anfangsphase, zeigt aber schon interessante Ergebnisse. Außerdem bereiste Dr. W. SCHAWALLER 1991 den Kaukasus im Gebiet des Elbrus und in Dagestan, wo 1800 Käfer bis in einer Höhe von 3000 m eingetragen werden konnten. Wie in jedem Jahr identifizierte er zahlreiche fremde Tenebrioniden-Aufsammlungen, von denen stets Doubletten für die Museumssammlung einbehalten werden. In diesem Jahr konnte die Bearbeitung einer sehr umfangreichen Ausbeute aus Saudi Arabien vorläufig abgeschlossen werden, aus der mehrere Hundert Exemplare entnommen wurden.

Herr GEORG SCHEEL aus Blaustein bei Ulm stiftete 1992 seine Lokalsammlung, dabei handelt es sich um rund 10 000 Käfer in 70 Kästen. Dr. EDMUND ULBRICH (Wüstenrot) spendete in diesem Jahr wiederum einen Teil (bislang rund 5000 Exemplare) der Sammlung Dr. R. SCHREPFER (Ulm) mit Belegen aus ganz Europa. Außerdem erhielten wir weitere Histeridae (544 Exemplare in 235 Arten) von Dr. S. MAZUR, eine wesentliche Ergänzung zum Material des Jahres 1988. Von A. RIEDEL wurden 6200 Käfer aus Sumatra und Irian Jaya wiederum erworben, von P. SCHÜLE (Weil der Stadt) 2000 Käfer aus Namibia und Simbabwe. Dr. W. SCHAWALLER sammelte 1992 auf Sardinien 1500 Käfer.

Durch den Ankauf 1993 von weiteren 12 200 Käfern aus Irian Jaya (A. RIEDEL) besitzt das Museum jetzt eine der größten Aufsammlungen von der Insel Neu Guinea. Darunter befinden sich auch viele Kleinkäfer, deren wissenschaftliche Auswertung besonders interessant erscheint. Von L. BOCÁK (Olomouc) erwarben wir 2000 Käfer aus Südchina und 3200 Käfer aus Nordthailand. Mit Unterstützung der Deutschen Forschungsgemeinschaft unternahm Dr. W. SCHAWALLER eine Expedition durch Kirgisien und Südost-Kasachstan, wo 5000 Käfer in sehr verschiedenen Lebensräumen von der Steppe bis zum Hochgebirge gesammelt werden konnten. F. BRETZENDORFER erbeutete 1300 Käfer in Paraguay.

Der letzte Zugang in dieser Chronik ist herausragend. Der Wüstenroter Arzt Dr. EDMUND ULBRICH (1920–1994) stiftete gut 2 Wochen vor seinem Tode seine umfangreiche Sammlung paläarktischer Käfer in 200 Kästen, die unter 2 Aspekten Bedeutung hat. Zum einen enthält sie sehr viele Belege zur baden-württembergischen Fauna und zum anderen ist als Schwerpunkt die Familie Staphylinidae vertreten, mit der sich Dr. ULBRICH über Jahrzehnte intensiv befaßt hat.

7. Provisorisches Typenverzeichnis (Stand: 31. XII. 1993)

Das folgende Verzeichnis von zur Zeit rund 1600 Taxa erhebt keinen Anspruch auf Vollständigkeit und hat nur provisorischen Charakter. Es ist eine Auflistung ausschließlich nach den Etiketten in der Sammlung. Bei zweifelhaften Typus-Etiketten und bei ganz offensichtlichen Variationsnamen erfolgt hier keine Registrierung. Das Jahr der Beschreibung und die betreffenden Literaturzitate sind nicht angegeben, da diese Feststellungen nur mit sehr großem Zeitaufwand möglich gewesen wären. Es fehlen außerdem Kontrollen, ob die betreffenden Taxa überhaupt publiziert worden sind, ob es sich um gültige Namen handelt und ob die subspezifischen Namen echte Subspezies im Sinne der Nomenklatur sind oder lediglich infraspezifische Variationen. Die Anordnung erfolgt in der Reihenfolge der Sammlungs-

kästen. Die geografischen Angaben sind keine Etikettenzitate, sondern dienen lediglich der groben Orientierung.

Abkürzungen: *HT* = Holotypus. *PT* = Paratypus, Cotypus oder Syntypus.

Cicindelidae

Cicindela kaleea angulimaculata Mandl	1 PT	Taiwan
Cicindela kusnetzowi Tscherkasov	2 PT	Vietnam
Cicindela turkestanica badakschana Mandl	29 PT	Afghanistan
Cicindela melancholica semicircumcincta Mandl	HT 28 PT	Iran
Cicindela sublacerata gracilescripta Mandl	4 PT	Afghanistan
Cicindela lunulata winkleri Mandl	1 PT	Zypern
Thopeutica milanae Wiesner	HT 2 PT	Philippinen

Carabidae

Calosoma indicum densegranulatiosa Mandl	1 PT	Afghanistan
Apotomopterus longeantennatus Hauser	2 PT	China
Isiocarabus orphniopterus klapperichi Breuning	1 PT	China
Eucarabus aeruginosus teicherti Mandl	1 PT	Mongolei
Eucarabus scheidleri pseudoscheidleri Mandl	50 PT	Österreich
Eucarabus scheidleri baderlei Mandl	9 PT	Österreich
Eucarabus ullrichi stegmanni Mandl	35 PT	Deutschland
Eucarabus ullrichi serbomacedonicus Kenyery	12 PT	Balkan
Eucarabus ullrichi fabrizior Battoni & Breuning	8 PT	Balkan
Trachycarabus iteratus Breuning	2 PT	China
Carabus menetriesi pseudogranulatus Nüssler	1 PT	Deutschland
Carabus cancellatus interior Sokolowski	1 PT	Österreich
Archicarabus monticola sturanii Mandl	5 PT	Italien
Archicarabus phoenix pseudogotschi Breuning	1 PT	Türkei
Archicarabus victor corditborax Breuning & Blumenthal	2 PT	Türkei
Orinocarabus alpestris dolomitianus Mandl	12 PT	Italien
Orinocarabus alpestris hickeri Breuning	1 PT	Österreich
Orinocarabus alpestris rottenmannicus Breuning	7 PT	Österreich
Orinocarabus silvestris blumenthalianus Mandl	10 PT	Deutschland
Orinocarabus silvestris slabei Niedl	1 PT	Balkan
Maganebrius indicus nepalensis Mandl	2 PT	Nepal
Mesocarabus problematicus battonii Mandl	4 PT	Italien
Tomocarabus convexus henscheri Bodemeyer	17 PT	Deutschland
Tomocarabus convexus bucciarellii Mandl	3 PT	Italien
Cathaicus brandti gansuanus Breuning	1 PT	China
Heterocarabus marietti sapancaensis Blumenthal	2 PT	Türkei
Sphodristocarabus theophilei kolatensis Breuning	1 PT	Kaukasus
Sphodristocarabus resplendens akkusensis Breuning	8 PT	Türkei
Sphodristocarabus resplendens zanderi Blumenthal	2 PT	Türkei
Sphodristocarabus adamsi porphyrolaphus Ganglbauer	1 PT	Kaukasus
Pagocarabus laevithorax Breuning	1 PT	China
Platycarabus irregularis denesi Niedl	2 PT	Balkan
Archiplectes heikertingeri kobachidzei Kurnakov	1 PT	Kaukasus
Archiplectes faunus faunulus Kurnakov	1 PT	Kaukasus
Archiplectes reitteri bebiai Retrer & Gasko	2 PT	Kaukasus
Archiplectes satyrus Kurnakov	1 PT	Kaukasus
Archiplectes satyrus mtsaranus Kurnakov	1 PT	Kaukasus
Archiplectes satyrus duripshensis Kurnakov	1 PT	Kaukasus
Archiplectes rousianus Gottwald	1 PT	Kaukasus
Megodontus tuapsensis Novotny	4 PT	Kaukasus
Megodontus croaticus pretneri Drovenik & Krätschmer	9 PT	Balkan
Megodontus caelatus sarajevoensis Apfelbeck	1 PT	Balkan
Megodontus stroganowi persianus Roeschke	1 PT	Iran
Megodontus stroganowi tiedemanni Breuning	12 PT	Iran
Imaibius dardiellus subpunctulus Roeschke	6 PT	Kaschmir
Oxycarabus saphyrinus mengenensis Breuning & Blumenthal	3 PT	Türkei
Oxycarabus saphyrinus ilgazdagicus Breuning	2 PT	Türkei
Oxycarabus saphyrinus sapancae Blumenthal	1 PT	Türkei

Oxycarabus wagneri jüngeri Blumenthal	1 PT	Türkei
Lamprostus spinolae sinopensis Breuning	1 PT	Türkei
Lamprostus nirensis Heinz	5 PT	Türkei
Procrustes anatolicus lycicus Breuning	2 PT	Türkei
Procrustes chevrolati cifandaghensis Breuning	3 PT	Türkei
Procrustes chevrolati korbi Breuning	1 PT	Türkei
Procrustes coriaceus mehmeti Battoni & Blumenthal	2 PT	Türkei
Chrysocarabus solieri tarrieri Ochs	8 PT	Frankreich
Chrysocarabus auronitens subignifer Mandl	20 PT	Mitteleuropa
Chrysocarabus auronitens schwarzwaldensis Mandl	2 PT	Deutschland
Coptolabrus coreicus Hauser	1 PT	Korea
Coptolabrus elysii viridipennis Hauser	1 PT	China
Coptolabrus elysii viridiobscurus Hauser	1 PT	China
Coptolabrus elysii atratus Hauser	1 PT	China
Coptolabrus coelestis viridicollis Hauser	1 PT	China
Coptolabrus pustulifer szechwanensis Hauser	2 PT	China
Scaphinotus angusticollis nigripennis Roeschke	3 PT	Alaska
Scaphinotus crenatus wheeleri Roeschke	8 PT	Kalifornien
Leistus tschitscherini spinangulus Reitter	1 PT	China
Leistus subaerea Breit	1 PT	Mittelasien
Nebria aetolica peristerica Apfelbeck	1 PT	Balkan
Nebria polita Ledoux	1 PT	China
Dyschirius bacillus Schaum	1 PT	Balkan
Dyschirius convexipennis Balkenohl	HT	Nepal
Broscosoma schawalleri Deuve	HT 1 PT	Nepal
Bembidion laevibase Reitter	1 PT	China
Bembidion mingrelicum Belousov & Sokolov	2 PT	Kaukasus
Bembidion motzfeldi Belousov & Sokolov	1 PT	Kaukasus
Bembidion bodemeyeri Daniel	1 PT	Türkei
Bembidion cameroni schawalleri Müller-Motzfeld	HT 6 PT	Nepal
Bembidion decorum subconvexum Daniel	1 PT	Türkei
Bembidion fluviatile richteri Fassati	HT 12 PT	Iran
Bembidion semilotum Netolitzky	4 PT	Iran
Bembidion straussi Netolitzky	3 PT	Iran
Tachys lenkoranus richteri Kult	HT	Iran
Scotodipnus glaber armellinii Ganglbauer	1 PT	Italien
Scotodipnus glaber penninus Ganglbauer	1 PT	Italien
Scotodipnus parnassicus Breit	1 PT	Balkan
Thalassophilus pieperi Erber	1 PT	Madeira
Trechus liopleurus jailensis Winkler	2 PT	Krim
Trechus micrangulus Reitter	1 PT	China
Trechus osmanlis Daniel	4 PT	Türkei
Trechus schmalfussi Baehr	HT	Griechenland
Trechus goliath Belousov & Kabak	2 PT	Mittelasien
Trechus ketmenicus Belousov & Kabak	2 PT	Mittelasien
Trechus platioculus Belopusov & Kabak	2 PT	Mittelasien
Trechus simplicens Belousov & Kabak	3 PT	Mittelasien
Trechus terskeiensis Belousov & Kabak	4 PT	Mittelasien
Trechus valikhanovi Belousov & Kabak	2 PT	Mittelasien
Trechus zerchei Moravec	2 PT	Balkan
Trechus priapus meuseli Reitter	3 PT	Balkan
Trechus martensi Deuve & Hodebert	HT	Nepal
Trechus schawalleri Deuve & Hodebert	HT 1 PT	Nepal
Trechus simbuensis Deuve & Hodebert	HT 72 PT	Nepal
Trechus tamurensis Deuve & Hodebert	HT 18 PT	Nepal
Stevensius bidulus Deuve & Hodebert	HT 7 PT	Nepal
Neotrechus amabilis blühweissi Hoffman	1 PT	Balkan
Neotrechus parvicollis Winkler	1 PT	Balkan
Duvalius hungaricus Csiki	1 PT	Balkan
Duvalius hungaricus szilicensis Csiki	1 PT	Balkan
Duvalius stilleri Reitter	1 PT	Balkan
Anophthalmus aidovskanus ravasinii Müller	1 PT	Italien
Aphaenopidius kamnikensis Drovenik	1 PT	Balkan
Deltomerus bogossicus Zamatajlov	1 PT	Kaukasus

Deltomerus golovatchi Zamatajlov	7 PT	Kaukasus
Deltomerus tshetshenicus Zamatajlov	4 PT	Kaukasus
Amara kodymi Jedlicka	1 PT	Balkan
Amara arrowi schawalleri Hieke	HT 8 PT	Nepal
Amara franzi sankhuana Hieke	HT 7 PT	Nepal
Abacetus semibrunneus Straneo	HT	Kamerun
Pterostichus pseudonivicola Kirschenhofer	1 PT	Mittelasien
Laemostenus arunensis Casale	HT	Nepal
Agonum ferghanicum Belousov	2 PT	Mittelasien
Badister iranicus Jedlicka	HT 1 PT	Iran
Badister striatula richteri Kult	HT	Iran
Amblystomus iranicus Jedlicka	HT	Iran
Chlaenius kenyeryae Mandl	1 PT	Kashmir
Eocarterus amicorum Wrase	2 PT	Spanien
Harpalus tristis danieli Reitter	1 PT	Türkei
Bradycellus nigritulus Reitter	1 PT	Sibirien
Zabrus klapperichi Jedlicka	2 PT	Afghanistan
Singilis persicus Jedlicka	HT	Iran
Cymindis richteri Jedlicka	HT	Iran
Brachynus bodemeyeri Apfelbeck	1 PT	Türkei
Brachynus peregrinus Apfelbeck	1 PT	Türkei
Brachynus ganglbaueri Apfelbeck	1 PT	Türkei
Brachynus kryzhanovskyi Belousov & Kabak	4 PT	Mittelasien

Dytiscidae

Hydrovatus schawalleri Biström	HT	Ostafrika
Hydroporus bosnicus Apfelbeck	1 PT	Balkan

Gyrinidae

Gyrinus coerulescens Ochs	4 PT	Brasilien
Gyretes strandi Ochs	8 PT	Paraguay
Orectochilus afghanus Ochs	47 PT	Afghanistan

Staphylinidae

Pseudopsis atratula Zerche	HT 3 PT	Indien
Anthobium elongatum Ganglbauer	1 PT	Italien
Anthobium hummleri Bernhauer	1 PT	Italien
Anthobium nuristanicum Scheerpeltz	10 PT	Afghanistan
Phyllodrepa afghanica Scheerpeltz	5 PT	Afghanistan
Phyllodrepa klapperichi Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Omalium lokayi Fleischer	2 PT	Balkan
Philorinum afghanicum Scheerpeltz	8 PT	Afghanistan
Mannerheimia afghanica Scheerpeltz	15 PT	Afghanistan
Lesteva benicki Lohse	1 PT	Deutschland
Geodromicus afghanicus Scheerpeltz	6 PT	Afghanistan
Geodromicus klapperichi Scheerpeltz	2 PT	Afghanistan
Coryphium levasseuri Jarrige	1 PT	Frankreich
Coryphium loebli Zerche	HT	Nepal
Boreaphilus schawalleri Zerche	HT	Sibirien
Niphetodes semicarinatus Zerche	3 PT	Balkan
Trogophloeus bodemeyeri Bernhauer	1 PT	Türkei
Trogophloeus afghanicus Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Trogophloeus asmarensis Scheerpeltz	3 PT	Afghanistan
Trogophloeus bashgulensis Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Trogophloeus richteri Scheerpeltz	HT 9 PT	Iran
Bledius aspericollis Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Bledius fiorii Bernhauer	1 PT	Italien
Bledius richteri Scheerpeltz	HT 14 PT	Iran
Stenus aeneopullus Puthz	2 PT	Indien
Stenus aeneotinctus fortunatus Puthz	1 PT	Teneriffa
Stenus anatolicus Puthz	1 PT	Türkei
Stenus andalusicus Puthz	1 PT	Spanien

Stenus andamanensis Puthz	1 PT	Andamanen
Stenus apicidens Puthz	1 PT	Ekuador
Stenus appalachianus Puthz	1 PT	USA
Stenus ascanius Puthz	1 PT	Bolivien
Stenus asiaticus Bernhauer	1 PT	Iran
Stenus assimulatus Puthz	1 PT	Angola
Stenus athleticus Puthz	2 PT	Äthiopien
Stenus atrocyaneus Puthz	1 PT	Kolumbien
Stenus atrolucens Puthz	1 PT	Ekuador
Stenus balnearius Rougemont	1 PT	Äthiopien
Stenus basilewskyi Puthz	1 PT	Kongo
Stenus beesoni Cameron	1 PT	Indien
Stenus besucheti Puthz	1 PT	Sri Lanka
Stenus bicornis Puthz	2 PT	Türkei
Stenus bispinoides Puthz	1 PT	China
Stenus blandus Benick	1 PT	Brasilien
Stenus brachati Puthz	1 PT	Nepal
Stenus brunneus Puthz	1 PT	Teneriffa
Stenus brunnipes maximus Puthz	1 PT	Algerien
Stenus callens Puthz	2 PT	Südafrika
Stenus callosus juanae Puthz	2 PT	Kuba
Stenus cameratus arabicola Puthz	1 PT	Arabien
Stenus campbellorum Puthz	1 PT	USA
Stenus capensis Puthz	1 PT	Südafrika
Stenus cartwrighti Puthz	4 PT	USA
Stenus caspius Puthz	1 PT	Kaukasus
Stenus ceylonicus securifer Puthz	2 PT	Indien
Stenus chiricahuanus Puthz	1 PT	USA
Stenus columbus Puthz	1 PT	Kuba
Stenus comma peroculatus Puthz	2 PT	Italien
Stenus conflictatus Puthz	1 PT	Neu Guinea
Stenus contremulus Ryvkin	2 PT	Kaukasus
Stenus contrusus Benick	5 PT	Philippinen
Stenus coriaceus Puthz	1 PT	Sibirien
Stenus cumatilis Last	1 PT	Neu Guinea
Stenus curaca Puthz	2 PT	Peru
Stenus cursorius caffer Puthz	2 PT	Südafrika
Stenus cursorius minimus Puthz	1 PT	Südafrika
Stenus desaegeri Puthz	1 PT	Kongo
Stenus dybasi Puthz	1 PT	Panama
Stenus ecuadorensis Puthz	2 PT	Ekuador
Stenus egenoides Puthz	2 PT	USA
Stenus egenulus Puthz	4 PT	USA
Stenus elgonensis Puthz	1 PT	Kenya
Stenus elgonensis gladiator Puthz	1 PT	Kenya
Stenus endemus Puthz	1 PT	Gomera
Stenus eremitoides Puthz	2 PT	USA
Stenus finitimus Puthz	2 PT	Borneo
Stenus flagrans Ryvkin	1 PT	Kaukasus
Stenus flexuosus Champion	1 PT	Indien
Stenus franki Puthz	1 PT	Mexiko
Stenus fretus Last	1 PT	Neu Guinea
Stenus fugax Benick	2 PT	Brasilien
Stenus furcillatus Puthz	4 PT	Indien
Stenus galilaeus Puthz	4 PT	Israel
Stenus gibberosicollis Puthz	1 PT	Thailand
Stenus guttula mallorcensis Puthz	2 PT	Mallorca
Stenus guynemeri hercules Puthz	1 PT	Spanien
Stenus habropedilus Puthz	2 PT	Kenya
Stenus hastatus Puthz	1 PT	Kongo
Stenus heydeni Benick	1 PT	Balkan
Stenus hogansoni Puthz	4 PT	Chile
Stenus holmi Puthz	1 PT	Afrika
Stenus horioni Puthz	4 PT	Balkan

Stenus icon Puthz	2 PT	USA
Stenus ignotus Eppelsheim	1 PT	Balkan
Stenus illautus Puthz	2 PT	Brasilien
Stenus immarginatus Mäklin	2 PT	Rußland
Stenus incarinatus Puthz	2 PT	Mexiko
Stenus indifferens Puthz	1 PT	Österreich
Stenus inka Puthz	1 PT	Peru
Stenus insignatus Puthz	1 PT	Vietnam
Stenus inti Puthz	2 PT	Peru
Stenus intricatus edentatus Puthz	1 PT	Sizilien
Stenus intricatus bidenticulatus Puthz	1 PT	Afghanistan
Stenus invidiosus Puthz	1 PT	Türkei
Stenus irmleri Puthz	1 PT	Brasilien
Stenus jarrigei Puthz	1 PT	Frankreich
Stenus kama Puthz	1 PT	Nepal
Stenus klapperichi Scheerpeltz	4 PT	Afghanistan
Stenus koebelei Puthz	2 PT	USA
Stenus korgei Puthz	4 PT	Türkei
Stenus korgei manegordensis Puthz	1 PT	Türkei
Stenus kryzhanovskii Puthz	1 PT	Sibirien
Stenus leechi Puthz	4 PT	Mexiko
Stenus lepidorhytis Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Stenus leptodomus Puthz	1 PT	Costa Rica
Stenus libanicus Puthz	1 PT	Libanon
Stenus linearis exsectior Puthz	1 PT	Südafrika
Stenus maharaja Puthz	1 PT	Indien
Stenus mantiqueira Puthz	1 PT	Brasilien
Stenus marginiventris Puthz	1 PT	Nepal
Stenus medus Puthz	1 PT	Iran
Stenus melanchrus Puthz	1 PT	Kongo
Stenus midas Puthz	3 PT	Neu Guinea
Stenus montium Puthz	1 PT	Kongo
Stenus nigrificatus Puthz	1 PT	Ekuador
Stenus nigrosplendens Puthz	2 PT	Mexiko
Stenus nitidiceps Puthz	1 PT	Indien
Stenus notatipennis Puthz	1 PT	Indien
Stenus obscuricornis Benick	1 PT	Brasilien
Stenus periscelidifer Puthz	2 PT	Indien
Stenus piceolus Puthz	1 PT	Kamerun
Stenus platythrix Puthz	3 PT	Südostasien
Stenus psammophilus Puthz	1 PT	Mexiko
Stenus pseudocoeruleus Puthz	1 PT	Südostasien
Stenus pseudoboops Puthz	1 PT	Balkan
Stenus pullus Puthz	1 PT	Kongo
Stenus pushan Puthz	1 PT	Nepal
Stenus quebecensis Puthz	1 PT	Kanada
Stenus reconditus breviusculus Puthz	4 PT	Kanada
Stenus ressli Puthz	1 PT	Iran
Stenus sacrimontis Puthz	1 PT	Balkan
Stenus sakana Hromádka	1 PT	Japan
Stenus sakura Hromádka	1 PT	Japan
Stenus sangha Puthz	1 PT	Nepal
Stenus sannator Puthz	3 PT	Indien
Stenus scaenicus Puthz	1 PT	Mexiko
Stenus schah Puthz	3 PT	Iran
Stenus scheerpeltzi Puthz	4 PT	Kamerun
Stenus scissus Puthz	1 PT	Brasilien
Stenus scorpio Puthz	2 PT	Costa Rica
Stenus scruposus Puthz	1 PT	Mexiko
Stenus sengleti Puthz	1 PT	Spanien
Stenus setiger Puthz	1 PT	USA
Stenus setosivestis Puthz	1 PT	Costa Rica
Stenus sikh Puthz	1 PT	Kaschmir
Stenus simplicipennis Puthz	3 PT	Indien

Stenus sordidus Puthz	4 PT	Kanada
Stenus stigmula rhizius Puthz	1 PT	Balkan
Stenus subcordatus Puthz	1 PT	Kaschmir
Stenus tacitus Puthz	1 PT	Kongo
Stenus tanzaniae Puthz	2 PT	Ostafrika
Stenus tardus Puthz	2 PT	Sardinien
Stenus theresae Hromádka	2 PT	Brasilien
Stenus torrentum Cameron	3 PT	Kongo
Stenus trapezipennis Puthz	1 PT	Türkei
Stenus tridentipennis Puthz	2 PT	Nepal
Stenus truncatus Puthz	1 PT	Teneriffa
Stenus tumidicollis Puthz	3 PT	Nepal
Stenus vellersi Ryvkin	2 PT	Kaukasus
Stenus venezuelanus Hromádka	1 PT	Venezuela
Stenus vicinoides Puthz	2 PT	USA
Stenus vinnulus Casey	1 PT	Finnland
Stenus wrangeli Puthz	1 PT	USA
Dianous amicus Puthz	2 PT	Borneo
Dianous benicki Puthz	1 PT	Philippinen
Dianous burckhardti Puthz	1 PT	Borneo
Dianous dajak Puthz	4 PT	Borneo
Dianous klapperichi Scheerpeltz	3 PT	Afghanistan
Dianous loeblianus Puthz	3 PT	Borneo
Euaesthetus schawalleri Puthz	HT 3 PT	Sibirien
Nazeris pallidipes Reitter	1 PT	Kaukasus
Nazeris pulcher Aubé	1 PT	Algerien
Scopaeus richteri Scheerpeltz	HT	Iran
Scopaeus schäuffelei Scheerpeltz	HT 8 PT	Iran
Lathrobium bosnicum Reitter	1 PT	Balkan
Lathrobium iranicum Scheerpeltz	HT 2 PT	Iran
Lathrobium richteri Scheerpeltz	HT	Iran
Achenium richteri Scheerpeltz	HT 53 PT	Iran
Monocrypta francoiseae Drugmand	HT	Madagaskar
Nepaliellus absurdus Bordoni	HT	Nepal
Xantholinus adustus Ushakov	1 PT	Kaukasus
Xantholinus afghanicus Scheerpeltz	2 PT	Afghanistan
Neobisnius iranicus Scheerpeltz	HT 2 PT	Iran
Neobisnius klapperichi Scheerpeltz	2 PT	Afghanistan
Philonthus bodemeyeri Eppelsheim	1 PT	Balkan
Philonthus cyaneonitens Schillhammer	5 PT	Nepal
Philonthus diversiceps Bernhauer	1 PT	Rußland
Philonthus gabrioides Bernhauer	1 PT	Sibirien
Philonthus gilvisuturatus Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Philonthus irako-iranicus Scheerpeltz	3 PT	Iran
Philonthus nigrolineatus Bernhauer	1 PT	Sibirien
Philonthus pagmanensis Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Philonthus schäuffelei Scheerpeltz	HT 12 PT	Iran
Quedius franzi najik Smetana	2 PT	Nepal
Quedius schawalleri Smetana	HT	Nepal
Habrocerus canariensis Assing & Wunderle	4 PT	Kanaren
Habrocerus ibericus Assing & Wunderle	3 PT	Spanien
Bolitobius castaneus boreomontanicus Schülke	1 PT	Deutschland
Sepedophilus amurensis Schülke	5 PT	Sibirien
Sepedophilus humeraloides Schülke	4 PT	Sibirien
Tachinus pastoralis Veselova	3 PT	Kaukasus
Myllaena klapperichi Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Leptusa alpicola Brancsik	1 PT	Balkan
Leptusa merki Bernhauer	1 PT	Türkei
Leptusa wolfrumi Scheerpeltz	2 PT	Deutschland
Leptusa foveolicauda Scheerpeltz	3 PT	Österreich
Leptusa subtilealutacea Scheerpeltz	1 PT	Österreich
Falagria klapperichi Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Gnypeta klapperichi Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Sipalia infirma Weise	2 PT	Balkan

Atheta iranica Scheerpeltz	HT 10 PT	Iran
Atheta asperipunctata Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Atheta gregaricides Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Atheta pseudolaticollis Erber & Hinterseher	2 PT	Madeira
Mimacrotana klapperichi Scheerpeltz	1 PT	Afghanistan
Drusilla schawalleri Kistner	HT 2 PT	Philippinen
Pseudapimela afghanica Scheerpeltz	2 PT	Afghanistan
Pseudapimela klapperichi Scheerpeltz	7 PT	Afghanistan
Aleochara afghanica Scheerpeltz	3 PT	Afghanistan
Aleochara opacicollis Bernhauer	2 PT	Sibirien
Aleochara irmgardis Vogt	6 PT	Deutschland

Pselaphidae

Batrisodes unisexualis Besuchet	1 PT	Mitteleuropa
Brachygluta richteri Besuchet	HT 39 PT	Iran
Trissemus mundulus Besuchet	HT 5 PT	Iran
Bryaxis galilaeus Besuchet	1 PT	Israel
Bythinus confusus Besuchet	1 PT	Deutschland
Neopselaphus curtipalpis Besuchet	5 PT	Panama

Scydmaenidae

Euconnus trapichitei Franz	1 PT	Venezuela
Euconnus brunneus Franz	1 PT	Venezuela
Euconnus cuyaguanus Franz	HT 1 PT	Venezuela
Euconnus decuanus Franz	HT	Venezuela
Euconnus maracayanus Franz	HT	Venezuela
Euconnus ranchograndeanus Franz	HT	Venezuela
Euconnus bodemeyeri Reitter	1 PT	Türkei
Euconnus conciliator Apfelbeck	1 PT	Balkan
Scydmaenus tingomariae Franz	11 PT	Peru

Silphidae

Silpha martensi Emetz & Schawaller	3 PT	Nepal
Silpha nepalica Emetz & Schawaller	10 PT	Nepal
Silpha khumbuensis Schawaller	3 PT	Nepal
Silpha obscura mongolica Schawaller	HT 1 PT	Mittelasien

Cholevidae (Catopidae)

Ptomaphaginus geigenmuellerae Perreau	HT	Thailand
Ptomaphaginus nepalomimus Perreau	HT	Nepal
Ptomaphaginus schawalleri Perreau	HT 1 PT	Nepal
Ptomaphaginus thieleni Perreau	HT 1 PT	Thailand
Ptomaphaginus trautneri Perreau	HT	Thailand
Anemadus graecus paganettii Obenberger	1 PT	Kreta
Catops martensi Perreau	HT	Nepal
Mesocatops himalayanus Perreau	HT	Nepal
Bathyscia turcica Reitter	1 PT	Türkei
Ceuthmonocharis matjasici Pretner	3 PT	Balkan
Speocharis escalerai Jeannel	1 PT	Spanien
Speocharis sharpi Escalera	1 PT	Spanien
Aphaobius milleri hölzeli Mandl	3 PT	Österreich
Aphaobius milleri winkleri Mandl	1 PT	Österreich
Aphaobius müllerianus Pretner	1 PT	Balkan
Aphaobius budnar-lipoglavseki mozirjensis Pretner	1 PT	Balkan
Aphaobius tisnicensis Pretner	2 PT	Balkan
Oryotus micklitzi identatus Pretner	1 PT	Balkan
Orostygia pretneri (Autor?)	1 PT	Balkan
Astagobius angustatus deelemani Pretner	31 PT	Balkan
Leonhardia sydowi Weiss	1 PT	Balkan
Leonhardia wellneri Weiss	1 PT	Balkan
Leonhardia winkleri Weiss	1 PT	Balkan

Antrosedes longicollis Pretner	41 PT	Balkan
Antroherpon charon Reitter	1 PT	Balkan
Antroherpon primitivum jeanelli Winkler	1 PT	Balkan
Antroherpon tierbenaeni Zariquiey	1 PT	Balkan

Agyrtidae

Apteroloma longulum Schawaller	1 PT	Pakistan
Apteroloma dolpoense Schawaller	2 PT	Nepal
Apteroloma latum Schawaller	1 PT	Nepal
Apteroloma heinzi Schawaller	HT 8 PT	Pakistan
Apteroloma neelumensis Schawaller	HT 7 PT	Pakistan
Necrophilus rupinensis Schawaller	2 PT	Nepal

Leiodidae

Hydnobius klapperichi Hlisnikovsky	HT	Afghanistan
Leiodes austriaca Daffner	HT 1 PT	Österreich
Leiodes bengalica Daffner	1 PT	Indien
Leiodes besucheti Daffner	13 PT	Indien
Leiodes caucasica Daffner	HT	Kaukasus
Leiodes curtitarsale Daffner	1 PT	Mongolei
Leiodes franki Daffner	HT 2 PT	Nepal
Leiodes klapperichi Daffner	HT	Taiwan
Leiodes loebli Daffner	2 PT	Indien
Leiodes rosai Daffner	HT	Italien
Leiodes smetanai Daffner	1 PT	Nepal
Leiodes stephani Baranowski	1 PT	USA
Leiodes strigipenne Daffner	HT 5 PT	Europa
Leiodes subconvexa Daffner	HT 8 PT	Europa
Leiodes tarsulata Daffner	HT	Kaukasus
Leiodes taurica Daffner	1 PT	Krim
Leiodes variabilis Daffner	1 PT	Nepal
Leiodes variipennis Baranowski	1 PT	USA
Zeadelopus bengalicus Daffner	3 PT	Indien
Zeadelopus besucheti Daffner	3 PT	Indien
Zeadelopus bivofeolatus Daffner	14 PT	USA
Zeadelopus fulvus Daffner	1 PT	Nepal
Zeadelopus globus Daffner	1 PT	Indien
Zeadelopus maoricus Daffner	5 PT	Neuseeland
Zeadelopus minimus Daffner	2 PT	Indien
Zeadelopus nanula Daffner	4 PT	Indien
Zeadelopus oklahomensis Daffner	HT 7 PT	USA
Zeadelopus punctaticollis Daffner	1 PT	Neu Guinea
Zeadelopus rubricornis Daffner	6 PT	USA
Zeadelopus sedlaceki Daffner	HT	Neu Guinea
Zeadelopus tantillus Daffner	HT	Neu Guinea
Zeadelopus validipes Daffner	4 PT	Neuseeland
Cyrtusa antennaria Daffner	2 PT	Japan
Cyrtusa grossepunctata Daffner	HT 20 PT	USA
Cyrtusa meghalayana Daffner	1 PT	Indien
Cyrtusa stewarti Daffner	3 PT	Japan
Liocyrtusa agnata Daffner	4 PT	Thailand
Liocyrtusa besucheti Daffner	1 PT	Israel
Liocyrtusa lateripunctata Daffner	1 PT	Thailand
Liocyrtusa stephani Daffner	HT	USA
Hypaliodes amplipenne Daffner	HT	Ostafrika
Hypaliodes angulicolle Daffner	HT	Zaire
Hypaliodes capitata Daffner	HT	Ostafrika
Hypaliodes muehlei Daffner	HT	Ostafrika
Lionthus forticornis Daffner	HT 18 PT	USA
Paracyrtusoma bullata Daffner	1 PT	Indien
Ovocyrtusa atricornis Daffner	6 PT	Chile
Ovocyrtusa bicolor Daffner	7 PT	Chile
Ovocyrtusa bipunctata Daffner	7 PT	Chile

Ovocyrtusa newtoni Daffner	11 PT	Chile
Ovocyrtusa thayeri Daffner	6 PT	Chile
Pseudcolenis aciculata Daffner	3 PT	Indien
Pseudcolenis besucheti Daffner	1 PT	Indien
Pseudcolenis flavicollis Daffner	4 PT	Indien
Pseudcolenis forticornis Daffner	HT 1 PT	Taiwan
Pseudcolenis klapperichi Daffner	HT 4 PT	Taiwan
Pseudcolenis loebli Daffner	1 PT	Indien
Pseudcolenis rotundata Daffner	8 PT	Vietnam
Pseudcolenis sedlaceki Daffner	HT	Neu Guinea
Dermatohomoeus besuchetianus Daffner	3 PT	Indien
Dermatohomoeus brunneus Daffner	8 PT	Indien
Dermatohomoeus fulvus Daffner	1 PT	Neu Guinea
Dermatohomoeus garous Daffner	5 PT	Indien
Dermatohomoeus indicus Daffner	8 PT	Indien
Dermatohomoeus khasicus Daffner	5 PT	Indien
Dermatohomoeus loeblianus Daffner	8 PT	Indien
Dermatohomoeus longicornis Daffner	3 PT	Nepal
Dermatohomoeus muehlei Daffner	HT 3 PT	Ostafrika
Dermatohomoeus obscuratus Daffner	8 PT	Indien
Dermatohomoeus punctatus Daffner	1 PT	Thailand
Dermatohomoeus rufus Daffner	8 PT	Indien
Dermatohomoeus sedlaceki Daffner	HT	Neu Guinea
Dermatohomoeus striatipennis Daffner	2 PT	Vietnam
Dermatohomoeus strigellus Daffner	7 PT	Indien
Dermatohomoeus wachteli Daffner	HT 4 PT	Australien
Ansibaris claudei Daffner	1 PT	Türkei
Ansibaris glabricollis Daffner	1 PT	Türkei
Ansibaris latistriatus Daffner	1 PT	Türkei
Ansibaris strigipennis Daffner	HT	Kaukasus
Creagrophorus japonicus Daffner	2 PT	Japan
Creagrophorus loebli Daffner	2 PT	Nepal
Popeus muehlei Daffner	HT 1 PT	Ostafrika
Cyrtusiola hansi Daffner	HT 2 PT	Ostafrika
Allocolenisia multistriata Daffner	3 PT	Thailand
Allocolenisia semistriata Daffner	1 PT	Thailand
Colenisia besucheti Hlisnikovsky	1 PT	Sri Lanka
Colenisia ceylanica Hlisnikovsky	1 PT	Sri Lanka
Colenisia clavigera Daffner	HT	Vietnam
Colenisia curticornis Daffner	1 PT	Indien
Colenisia ferruginea Daffner	HT	Ostafrika
Colenisia ghanica Daffner	2 PT	Ghana
Colenisia glabella Daffner	HT 2 PT	Taiwan
Colenisia ivani Daffner	10 PT	Indien
Colenisia johanni Daffner	HT 4 PT	Taiwan
Colenisia laticorne Daffner	HT	Neu Guinea
Colenisia macrophthalma Daffner	5 PT	Indien
Colenisia marginella Daffner	1 PT	Indien
Colenisia microphthalma Daffner	1 PT	Neu Guinea
Colenisia muehleiana Daffner	HT 8 PT	Ostafrika
Colenisia mussardiana Daffner	14 PT	Indien
Colenisia nanula Daffner	HT 11 PT	Sumatra
Colenisia nigrofusca Daffner	HT 17 PT	Ostafrika
Colenisia orbiculata Daffner	HT 3 PT	Neukaledonien
Colenisia ovalis Daffner	HT 5 PT	Taiwan
Colenisia parumpunctata Daffner	1 PT	Australien
Colenisia parvula Hlisnikovsky	1 PT	Sri Lanka
Colenisia pecki Daffner	1 PT	Japan
Colenisia pilumna Daffner	1 PT	Neu Guinea
Colenisia polita Daffner	5 PT	Indien
Colenisia punctatula Daffner	3 PT	Indien
Colenisia punctipenne Daffner	HT	Neu Guinea
Colenisia punctulata Daffner	2 PT	Australien
Colenisia rotunda Daffner	HT 3 PT	Taiwan

Colenisia semistriata Daffner	6 PT	Indien
Colenisia sericea Daffner	3 PT	Australien
Colenisia straminea Daffner	1 PT	Neu Guinea
Colenisia topali Daffner	2 PT	Vietnam
Colenisia wachteliana Daffner	HT	Australien
Anisotoma martensi Angelini & De Marzo	HT 1 PT	Nepal
Stetholiodes schawalleri Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Liodopria nepalensis Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium acuminatum Angelini & De Marzo	1 PT	Nepal
Agathidium anophthalmicum Angelini & De Marzo	1 PT	Indien
Agathidium bagmaticum Angelini & De Marzo	4 PT	Nepal
Agathidium bidentatum Angelini & De Marzo	3 PT	Nepal
Agathidium brancuccii Angelini & De Marzo	2 PT	Indien
Agathidium crinitum Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium curtum Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium deoralicum Angelini & De Marzo	HT 81 PT	Nepal
Agathidium detritum Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium dissimile Angelini & De Marzo	2 PT	Nepal
Agathidium dobaticum Angelini & De Marzo	5 PT	Nepal
Agathidium elegans Angelini & De Marzo	1 PT	Nepal
Agathidium excelsum Angelini & De Marzo	HT 20 PT	Nepal
Agathidium fatuum Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium fulcratum Angelini & De Marzo	HT 3 PT	Nepal
Agathidium geminatum Angelini & De Marzo	HT 11 PT	Nepal
Agathidium guagir Angelini & De Marzo	2 PT	Pakistan
Agathidium imitator Angelini & De Marzo	HT 1 PT	Nepal
Agathidium immodicum Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium ineptum Angelini & De Marzo	HT 3 PT	Nepal
Agathidium inquietum Angelini & De Marzo	HT 6 PT	Nepal
Agathidium invalidum Angelini & de Marzo	HT 3 PT	Nepal
Agathidium ishvara Angelini & De Marzo	2 PT	Nepal
Agathidium jaccondi Angelini & De Marzo	1 PT	Malaysia
Agathidium kharkaense Angelini & De Marzo	HT 51 PT	Nepal
Agathidium khasicum Angelini & De Marzo	1 PT	Indien
Agathidium kuwapanicum Angelini & De Marzo	5 PT	Nepal
Agathidium lassethamense Angelini & De Marzo	HT 14 PT	Nepal
Agathidium lividum Angelini & De Marzo	1 PT	Nepal
Agathidium martensi Angelini & De Marzo	5 PT	Indien
Agathidium martensianum Angelini & De Marzo	HT 9 PT	Nepal
Agathidium mussardi Angelini & De Marzo	5 PT	Indien
Agathidium pakistanicum Angelini & De Marzo	5 PT	Pakistan
Agathidium palnicum Angelini & De Marzo	1 PT	Indien
Agathidium pedemontanum Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium pseudoparia Angelini & De Marzo	5 PT	Indien
Agathidium pseudotibiale Angelini & De Marzo	HT 1 PT	Nepal
Agathidium rusticanum Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium schawalleri Angelini & De Marzo	HT 104 PT	Nepal
Agathidium semirufum Angelini & De Marzo	1 PT	Nepal
Agathidium senile Angelini & De Marzo	4 PT	Pakistan
Agathidium signatum Angelini & De Marzo	HT	Nepal
Agathidium sikkimense Angelini & De Marzo	3 PT	Indien
Agathidium smetanai Angelini & De Marzo	5 PT	Nepal
Agathidium sparsum Angelini & De Marzo	HT 12 PT	Nepal
Agathidium sudra Angelini & De Marzo	1 PT	Nepal
Agathidium sumatrense Angelini & De Marzo	3 PT	Sumatra
Agathidium swaticum Angelini & De Marzo	1 PT	Pakistan
Agathidium tenebricosum Angelini & De Marzo	1 PT	Nepal
Agathidium visnu Angelini & De Marzo	2 PT	Nepal
Agathidium wittmeri Angelini & De Marzo	1 PT	Indien
Agathidium yamputhinense Angelini & De Marzo	HT 5 PT	Nepal
Agathidium yeti Angelini & De Marzo	HT	Nepal

Scaphidiidae

Scaphidium melanogaster Löbl	1 PT	Indien
Scaphidium nepalense Löbl	1 PT	Nepal
Pseudobironium rufitarse	HT	Nepal
Bironium bidens Löbl	3 PT	Thailand
Bironium nepalense Löbl	1 PT	Nepal
Scaphisoma adjacens Löbl	1 PT	Nepal
Scaphisoma alacre Löbl	5 PT	Nepal
Scaphisoma aurorae Löbl	6 PT	Nepal
Scaphisoma baloo Löbl	1 PT	Nepal
Scaphisoma bhareko Löbl	11 PT	Nepal
Scaphisoma clavigerum Löbl	HT	Nepal
Scaphisoma dives Löbl	10 PT	Thailand
Scaphisoma fratellum Löbl	HT 1 PT	Nepal
Scaphisoma interjectum Löbl	1 PT	Nepal
Scaphisoma jado Löbl	3 PT	Nepal
Scaphisoma karen Löbl	1 PT	Thailand
Scaphisoma simplicipenis Löbl	25 PT	Nepal
Scaphisoma suthepense Löbl	1 PT	Thailand
Scaphisoma varians Löbl	37 PT	Nepal
Baeocera africana Löbl	1 PT	Rwanda
Baeocera amicula Löbl	1 PT	Florida
Baeocera cribrata Löbl	HT 1 PT	Nepal
Baeocera crinita Löbl	24 PT	Nepal
Baeocera martensi Löbl	7 PT	Nepal
Baeocera microptera Löbl	2 PT	Indien
Baeocera mustangensis Löbl	1 PT	Nepal
Baeocera pseudolenka Löbl	1 PT	Indien
Baeocera reducta Löbl	HT 2 PT	Nepal
Baeocera schawalleri Löbl	HT	Nepal
Baeocera schreyeri Löbl	1 PT	Thailand
Baeocera sordidoides Löbl	4 PT	Indien/Nepal
Baeocera suthepensis Löbl	1 PT	Thailand
Baeocera thoracica Löbl	1 PT	Indien
Xotidium uniforme Löbl	6 PT	Nepal

Discolomidae

Parmaschema loebli Schawaller	1 PT	Indien
Aphanocephalus assamensis Schawaller	1 PT	Indien
Aphanocephalus besucheti Schawaller	3 PT	Pakistan
Aphanocephalus ganganicus Schawaller	1 PT	Indien
Aphanocephalus gorkhus Schawaller	HT 4 PT	Nepal
Aphanocephalus himalayanus Schawaller	5 PT	Nepal

Histeridae

Chaetabraeus kanaari Gomy	HT 1 PT	Nepal
Chaetabraeus schawalleri Gomy	HT	Nepal
Xerosaprinus hidalgo Mazur	2 PT	Nicaragua
Chalcionellus io Mazur	HT 1 PT	Namibia
Pholioxenus schawalleri Mazur	HT 3 PT	Marokko
Terametopon namibiensis Mazur	HT	Namibia
Bacanius martensi Gomy	HT 1 PT	Nepal
Australomalus schawalleri Mazur	HT	Nepal
Australomalus sherpa Mazur	HT 4 PT	Nepal
Mesoterix pentatoma Mazur	HT 3 PT	Sulawesi
Platysoma glabrifrons Mazur	HT 2 PT	Sulawesi
Exotoxus crypticus Mazur	HT 2 PT	Nepal
Paratropus connectens Kanaar	2 PT	Elfenbeinküste
Paratropus girardi Kanaar	1 PT	Guinea
Paratropus hervei Kanaar	3 PT	Liberia
Paratropus vallenduuki Kanaar	1 PT	Togo

Lycidae

Plateros schawalleri Kazantsev	HT	Nepal
Punicealis martensi Kazantsev	HT	Nepal
Trichalus firmus Bocák	4 PT	Neu Guinea
Trichalus indistinctus Bocák	1 PT	Neu Guinea

Lampyridae

Lucidina klapperichi Pic	1 PT	China
Lampyris pallida Geisthardt	1 PT	Malta
Lampyris sardiniae Geisthardt	5 PT	Sardinien
Lampyris colorata Geisthardt	HT	Santorin
Lampyris graeca Geisthardt	HT	Griechenland
Lampyris riegeri Geisthardt	HT 1 PT	Griechenland

Karumiidae

Paulusiella fossulatipennis Mandl	1 PT	Pakistan
Paulusiella pallida Mandl	HT 1 PT	Iran
Paulusiella richteri Mandl	HT 7 PT	Iran
Paulusiella richteri acuticollis Mandl	HT	Iran

Cantharidae

Themus sikkimensis indicus Wittmer	HT 1 PT	Indien
Athemus lalaensis Wittmer	2 PT	Taiwan
Cantharis ciliciensis Bourg	1 PT	Türkei
Cantharis erynota Bourg	1 PT	Türkei
Cantharis korbi Pic	1 PT	Sibirien
Cantharis conditica Pic	1 PT	Sibirien
Cantharis luteolimbata Pic	1 PT	Sibirien
Gymnocantharis himalaica Wittmer	HT 10 PT	Kaschmir
Fissocantharis buonloiensis Wittmer	HT 1 PT	Vietnam
Fissocantharis kontumensis Wittmer	3 PT	Vietnam
Rhagonycha bodoi Pic	1 PT	Türkei
Rhagonycha lederi Pic	2 PT	Sibirien
Rhagonycha richteri Wittmer	HT	Iran
Kandyosilis bicoloripes Wittmer	HT 1 PT	Vietnam
Macrosilis circumcincta Wittmer	HT 3 PT	Vietnam
Laemoglyptus tamdaoensis Wittmer	HT 1 PT	Vietnam
Malthinus deceptor Baudi	1 PT	Italien
Malthinus incrassipes Wittmer	1 PT	Afghanistan
Malthinus neapolitanus Pic	1 PT	Italien
Malthinus sibilleae Wittmer	1 PT	Jordanien
Malthinus sordidus Kiesewetter	2 PT	Italien
Malthodes acutopygus Wittmer	23 PT	Jordanien
Malthodes ponferradanus Pic	4 PT	Spanien
Malthodes jordanicus Wittmer	13 PT	Jordanien
Malthodes koestlini Wittmer	6 PT	Kreta
Malthodes lobatus Kiesewetter	2 PT	Italien
Malthodes manubriatus Kiesewetter	1 PT	Italien
Malthodes pirazzolii Ganglbauer	1 PT	Italien
Malthodes spathifer Kiesewetter	1 PT	Italien
Malthodes umbrosus Kiesewetter	1 PT	Italien
Trypherus nuristanicus Wittmer	15 PT	Afghanistan

Prionoceridae

Idgia afghana Wittmer	HT 7 PT	Afghanistan

Drilidae

Dodecatoma riedeli Wittmer	HT	Indien

Malachiidae

Brachemys dalmatinus Müller	1 PT	Balkan
Cephaloncus nuristanicus Wittmer	6 PT	Afghanistan
Troglops olympicus Wittmer	HT	Griechenland
Abeillea minutula Wittmer	15 PT	Afghanistan
Hypebaeus afghanistanicus Wittmer	14 PT	Afghanistan
Hypebaeus coronatus Wittmer	10 PT	Afghanistan
Hypebaeus klapperichi Wittmer	12 PT	Afghanistan
Hypebaeus nuristanicus Wittmer	25 PT	Afghanistan
Charopus apicalis Kiesewetter	1 PT	Italien
Ebaeus gibbosus Wittmer	11 PT	Afghanistan
Ebaeus schawalleri Wittmer	HT 2 PT	Israel
Ebaeus tibiaemaculatus Wittmer	11 PT	Afghanistan
Attalus incisopygus Wittmer	2 PT	Taiwan
Attalus pygidialis bicornutus Wittmer	2 PT	Taiwan
Malachinus karpathosensis Wittmer	HT 3 PT	Griechenland

Dasytidae

Dasytes creticus Constantin	4 PT	Kreta

Dascillidae

Dascillus klapperichi Pic	1 PT	China

Cleridae

Callimerus koenigi Pic	7 PT	China
Opilio bladilorum Winkler	7 PT	Griechenland
Opilio klapperichi Winkler	1 PT	Afghanistan
Trichodes inapicipennis Pic	14 PT	China
Trichodes sedlaceki Winkler	2 PT	Afghanistan
Eleale plicaticollis Schenkling	1 PT	Tasmanien
Afghanobaenus jarmilae Winkler	8 PT	Afghanistan

Ptinidae

Mezium gracilicorne Pic	4 PT	St. Thomé
Sphaericus africanus Pic	2 PT	Afrika
Sphaericus brasiliensis Pic	1 PT	Brasilien
Eurostoptinus algericus Pic	2 PT	Algerien
Ptinus binhumus Pic	1 PT	Tonkin
Ptinus deplanatus Pic	1 PT	China
Ptinus klapperichi Pic	1 PT	Afghanistan
Ptinus longipilis Pic	2 PT	?
Ptinus merkli Pic	1 PT	Türkei
Ptinus niger Pic	1 PT	?
Ptinus obscuricollis Pic	1 PT	Algerien
Ptinus reitteri Pic	2 PT	Algerien
Ptinus sulcithorax Pic	1 PT	China
Ptinus tuniseus Pic	1 PT	Tunesien

Elateridae

Tetralobus hemirhipoides richteri Laurent	HT	Äthiopien
Ampedus nepalensis Schimmel	1 PT	Nepal
Ampedus schawalleri Schimmel	1 PT	Kaschmir
Hypnoides haplonotus Reitter	1 PT	Mittelasien
Cardiophorus schmalfussi Chassain	HT 8 PT	Santorin
Cardiophorus spatulatus Chassain	HT 2 PT	Santorin
Senodonia brancucci Schimmel & Platia	1 PT	Nepal
Penia cinctus Schimmel & Platia	HT 3 PT	Nepal
Penia hayekae Schimmel & Platia	4 PT	Nepal
Penia holzschuhi Schimmel & Platia	1 PT	Nepal
Penia longicollis Schimmel & Platia	HT	Nepal

Penia martensi Schimmel & Platia	HT	Nepal
Penia similis Schimmel & Platia	HT 1 PT	Nepal
Paracsikia nigerrimus Schimmel & Platia	HT	Nepal
Pseudocsikia rusticus Schimmel & Platia	HT	Nepal
Dima caetratus Schimmel & Platia	HT 1 PT	Nepal
Dima martensi Schimmel & Platia	HT	Nepal
Dima schawalleri Schimmel & Platia	HT	Nepal
Dima bladilorum Schimmel	2 PT	Balkan
Elater asmodaius Wurst	HT	Griechenland
Silesis atramentarius Platia & Schimmel	13 PT	Nepal
Silesis canaliculatus Platia & Schimmel	1 PT	Nepal
Silesis candezei Platia & Schimmel	2 PT	Nepal
Silesis martensi Platia & Schimmel	HT	Nepal
Silesis migliaccioi Platia & Schimmel	1 PT	Nepal
Silesis numerosus Platia & Schimmel	6 PT	Nepal
Silesis probsti Platia & Schimmel	1 PT	Nepal
Silesis punctatus Platia & Schimmel	1 PT	Nepal
Silesis rugosus Platia & Schimmel	1 PT	Nepal
Silesis sabatinelli Platia & Schimmel	19 PT	Nepal
Silesis singularis Platia & Schimmel	HT 5 PT	Nepal
Silesis umbilicatus Platia & Schimmel	1 PT	Nepal
Silesis wewalkai Platia & Schimmel	1 PT	Nepal

Buprestidae

Lampra archaica Brandl	1 PT	Griechenland
Phaenops knoteki turcica Niehuis	HT 1 PT	Türkei
Anthaxia eugeniae halperini Niehuis	HT 1 PT	Israel
Anthaxia klessi Niehuis	HT 1 PT	Israel
Anthaxia niehuisi Brandl	2 PT	Türkei
Anthaxia submontana Obenberger	1 PT	Balkan
Anthaxia thalassophila pseudokervillei Niehuis	1 PT	Griechenland
Anthaxia ursulae Niehuis	2 PT	Türkei
Agrilaxia jaegeri Obenberger	1 PT	Brasilien
Agrilus curti Obenberger	1 PT	Balkan
Agrilus oliveri Niehuis	1 PT	Türkei
Agrilus sylviae Niehuis	HT 1 PT	Türkei
Agrilis xenius Obenberger	1 PT	Key Inseln
Agrilus tacitus Kerr	1 PT	Mexiko
Agrilus théryi Obenberger	1 PT	Brasilien
Aphanisticus tantillus Obenberger	1 PT	Kamerun
Trachys pacifica Kerr	1 PT	China

Heteroceridae

Heterocerus alcicornis Mascagni	1 PT	Paraguay
Heterocerus hardei Mascagni	HT 62 PT	Äthiopien
Heterocerus lorenzevae Mascagni	HT 6 PT	Thailand
Heterocerus persicus Mascagni	HT 22 PT	Iran
Heterocerus philippensis thieleni Mascagni	HT 4 PT	Thailand
Heterocerus gabriellae Mascagni	HT 14 PT	Thailand
Heterocerus grohmanni Mascagni	HT 10 PT	Burma
Heterocerus luciae Mascagni	HT 2 PT	Thailand
Heterocerus martensi Mascagni	HT	Nepal
Heterocerus schawalleri Mascagni	HT	Nepal

Hydrophilidae

Ochthebius legionensis Hebauer & Valladares	4 PT	Spanien
Ochthebius taurulus Hebauer	HT 6 PT	Frankreich
Ochthebius orientalis Janssens	4 PT	Afghanistan
Ochthebius romanicus Ienistea	1 PT	Balkan
Ochthebius hebaueri Jäch	1 PT	Balkan
Hydraena ariana Janssens	2 PT	Afghanistan
Helophorus splendidus auliensis Chiesa	2 PT	Afghanistan

Laccobius afghanus Chiesa	3 PT	Afghanistan
Laccobius indukuschi Chiesa	5 PT	Afghanistan
Helochares lividoides Hebauer & Hansen	1 PT	Israel
Enochrus isotae Hebauer	1 PT	Balkan
Enochrus schawalleri Hebauer	HT 4 PT	Mittelasien
Hydrous piesbergeni Reitter	5 PT	Indien
Berosus assamensis Schödl	1 PT	Indien
Berosus birmensis Schödl	1 PT	Birma
Berosus indicus bactrianus Chiesa	6 PT	Afghanistan
Berosus nigerianus Schödl	1 PT	Westafrika
Berosus jaechi Schödl	1 PT	Mediterraneum
Berosus siamensis Schödl	37 PT	Thailand

Byrrhidae

Simplocaria deubeli Ganglbauer	1 PT	Balkan
Morychus dorensis Münster	1 PT	Norwegen
Pedilophorus auratus bosnicus Paulus	1 PT	Balkan
Pedilophorus bulgaricus Paulus	2 PT	Balkan
Curimopsis uralensis Pütz	HT 1 PT	Ural

Dermestidae

Dermestes brauni Kalik	5 PT	Spanien
Dermestes intermedius Kalik	1 PT	Kreta
Dermestes szekessyi borealis Kalik	1 PT	Finnland
Dermestes undulatus martensi Kalik	8 PT	Ladakh
Dermestes freudei Kalik	1 PT	?
Dermestes leechi Kalik	1 PT	Indien
Attagenus apicebrunneus Kalik	2 PT	Kongo
Attagenus klapperichi Kalik	5 PT	Afghanistan
Attagenus kratochvili Kalik	1 PT	Elfenbeinküste
Attagenus lategriseus Kalik	1 PT	Kongo
Attagenus nigroluteus Kalik	1 PT	Kongo
Attagenus okahandjensis Kalik	4 PT	Westafrika
Attagenus pfefferi Kalik	4 PT	Balkan
Attagenus roeri Kalik	2 PT	Namibia
Trogoderma koenigi Pic	1 PT	China
Trogoderma testaceum Kalik	5 PT	Jordanien
Dearthus quinquemaculatus Kalik	HT 28 PT	Afghanistan
Orphinus maculifasciatus Kalik	2 PT	Nepal
Tiresiomorpha klapperichi Pic	40 PT	China
Anthrenus iranicus Kalik	3 PT	Iran
Anthrenus nipponensis Kalik	4 PT	Japan
Anthrenus pimpinellae mroczkowski Kalik	5 PT	Griechenland
Anthrenus szekessyi Kalik	4 PT	Balkan
Anthrenus jelineki Kalik	70 PT	Iran
Anthrenus pseudoverbasci Kalik	200 PT	Iran
Anthrenus angustus Kalik	115 PT	Iran
Anthrenus klapperichi Kalik	HT 100 PT	Afghanistan
Anthrenus uniformis Kalik	3 PT	Iran
Anthrenus distictus Kalik	HT 95 PT	Afghanistan

Jacobsoniidae

Sarothrias crowsoni Löbl & Burckhardt	1 PT	Sabah
Derolathrus troglophilus Löbl & Burckhardt	4 PT	Fiji

Nitidulidae

Meligethes funerus Jelinek	3 PT	Italien
Meligethes immagnus Kirejtshuk	1 PT	China
Carpophilus decoloratus Kirejtshuk	1 PT	Indien
Carpophilus nepalensis Kirejtshuk	HT 2 PT	Nepal
Epuraea angusticlavis Kirejtshuk	HT	Nepal

Epuraea femoralis Kirejtshuk	HT 4 PT	Indien
Epuraea himalayensis Kirejtshuk	HT	Nepal
Epuraea riedeli Kirejtshuk	HT 19 PT	Indien
Epuraea rotundula Kirejtshuk	HT	Nepal
Epuraea simplissima Kirejtshuk	HT	Nepal
Epuraea subnitida Kirejtshuk	HT	Nepal
Parepuraea madagascarensis Kirejtshuk	HT 1 PT	Madagaskar
Ussuriphia schawalleri Kirejtshuk	HT 14 PT	Nepal
Soronia himalayensis Kirejtshuk	HT	Nepal
Soronia lewisi Reitter	1 PT	Japan
Soronia montana Kirejtshuk	HT	Nepal
Amphicrossus japonicus Reitter	1 PT	Japan
Pocadites divulsus Kirejtshuk	HT	Nepal
Oxycnemus malaysiaensis Kirejtshuk	HT 60 PT	Malaysia
Pallodes brunnescens Kirejtshuk	HT 4 PT	Malaysia
Neopallodes affinis Kirejtshuk	1 PT	Burma
Neopallodes diffusus Kirejtshuk	1 PT	Burma
Neopallodes glaesus Kirejtshuk	1 PT	Burma
Neopallodes turulosus Kirejtshuk	HT 1 PT	Nepal
Lasiodactylus acceptus Kirejtshuk	1 PT	Ostafrika
Glischrochilus pantherimus Reitter	1 PT	Sibirien
Glischrochilus rufiventris Reitter	1 PT	Sibirien
Cybocephalus klapperichi Endrödy-Younga	3 PT	Afghanistan
Cybocephalus seminulum kandaharicus Endrödy-Younga	3 PT	Afghanistan

Cucujidae

Laemophloeus klapperichi Lefkovitch	3 PT	Afghanistan
Laemophloeus paganettii Obenberger	1 PT	Kreta

Prostomidae

Prostomis beatae Schawaller	HT 6 PT	Nepal
Prostomis cameronica Schawaller	1 PT	Malaysia
Prostomis edithae Schawaller	HT 30 PT	Nepal
Prostomis katrinae Schawaller	HT 3 PT	Thailand
Prostomis kinabaluca Schawaller	1 PT	Borneo
Prostomis lawrencei Schawaller	11 PT	Papua/Queensland
Prostomis papuana Schawaller	3 PT	Papua
Prostomis susannae Schawaller	1 PT	Nepal

Colydiidae

Langelandia hummleri Obenberger	1 PT	Italien
Langelandia paganettii Obenberger	1 PT	Korfu
Dastarcus cyprianus Dajoz	HT	Zypern

Cryptophagidae

Atomaria semusta Johnson	2 PT	Jordanien

Lathridiidae

Holoparamecus erebus Rücker	1 PT	Sumatra
Holoparamecus lanatus Rücker	1 PT	Sumatra
Holoparamecus punctulatus Reitter	1 PT	Italien
Lathridius klapperichi Johnson	1 PT	Afghanistan
Enicmus alius Weise	1 PT	Österreich
Enicmus callosus Rücker	1 PT	Sumatra
Enicmus frater Weise	1 PT	Deutschland
Enicmus latissimus Rücker	HT 1 PT	Frankreich
Corticaria luchti Rücker	4 PT	Chile
Melanophthalma excavata Johnson	1 PT	Afghanistan
Melanophthalma fukiensis Johnson	2 PT	China
Melanophthalma klapperichi Johnson	1 PT	Sierra Leone
Migneauxia subdola Johnson	4 PT	Afghanistan

Endomychidae

Sphaerosoma apuanum Reitter	1 PT	Italien
Sphaerosoma compressum Reitter	1 PT	Türkei
Sphaerosoma nevadense Reitter	1 PT	Griechenland
Sphaerosoma paganettii Obenberger	1 PT	Italien
Sphaerosoma paganettii rotundatum Obenberger	1 PT	Italien
Sphaerosoma scymnoides Reitter	1 PT	Türkei

Coccinellidae

Epilachna completa Fürsch	HT 2 PT	Äthiopien
Epilachna suturoguttata Fürsch	HT 2 PT	Zaire
Epilachna schawalleri Canepari	HT	Nepal
Scymnus erratus Fürsch	1 PT	Kongo
Scymnus hepaticus Canepari	2 PT	Nepal
Scymnus mellinus Canepari	1 PT	Nepal
Scymnus rufoniger Canepari	HT	Nepal
Scymnus schawalleri Canepari	HT	Nepal
Scymnus martensi Canepari	HT	Nepal
Scymnus trisulicus Canepari	HT	Nepal
Ghanius schawalleri Canepari	HT	Nepal
Sumnius hoangi Canepari	HT 7 PT	Nepal
Sticholotis duodecimmaculata Canepari	HT	Nepal
Sticholotis rufolimbata Canepari	HT 1 PT	Nepal
Exochomus disjunctus Canepari	HT 3 PT	Nepal
Menochilus sexmaculata richteri Bielawski	HT	Iran
Coccinella saucerotti bodemeyeri Weise	2 PT	Türkei

Pterogeniidae

Anogenius clypealis Löbl	HT 3 PT	Malaysia

Oedemeridae

Nacerdes martensi Švihla	HT	Nepal
Pseudananconia richteri Švihla	HT	Iran
Oedemera nepalensis Švihla	HT 1 PT	Nepal

Pythidae

Rhinosimus caucasicus Reitter	1 PT	Türkei

Anthicidae

Formicomus klapperichi Uhmann	HT 2 PT	Taiwan
Formicomus schuelei Uhmann	HT	Zambia
Derarimus fulgens Uhmann	HT	Borneo
Derarimus fulvescens Uhmann	HT	Malaysia
Derarimus riedeli Uhmann	HT	Borneo
Tomoderus bimaculatus Uhmann	HT	Taiwan
Tomoderus klapperichi Uhmann	HT 9 PT	Sumatra
Tomoderus kuchingensis Uhmann	HT 1 PT	Borneo
Tomoderus magnus Uhmann	HT	Malaysia
Tomoderus rotundipennis Uhmann	HT	Philippinen
Tomoderus sulawesiensis Uhmann	1 PT	Sulawesi
Tomoderus taipingensis Uhmann	HT	Malaysia
Pseudotomoderus schawalleri Uhmann	HT	Nepal
Anthicus plicatipennis Pic	2 PT	China
Pseudoleptaleus schuelei Uhmann	HT	Madagaskar

Serropalpidae

Synstrophus klapperichi Pic	2 PT	China
Hallomenus klapperichi Pic	1 PT	China
Lederina martensi Nikitsky	HT 32 PT	Nepal
Lederina obscuripennis Nikitsky	HT	Nepal

Lederina schawalleri Nikitsky	HT 12 PT	Nepal
Lederina similis Nikitsky & Belov	HT 2 PT	Nepal
Microscapha nepalensis Nikitsky	HT	Nepal

Meloidae

Cerocoma bodemeyeri Reitter	3 PT	Iran
Mylabris cinctoides Kaszab	HT 2 PT	Iran
Mylabris groschkei Kaszab	HT 5 PT	Iran
Mylabris kirgisica Axentiev	5 PT	Kirghisien
Mylabris magnoguttata iranica Kaszab	HT 1 PT	Iran
Mylabris richteri Kaszab	HT 7 PT	Iran
Mylabris scabiosae djiroftana Kaszab	HT 5 PT	Iran
Mylabris schaeuffelei Kaszab	HT 30 PT	Iran
Teratolytta klapperichi Kaszab	1 PT	Afghanistan
Lyttonyx belutschistanica Kaszab	HT	Iran
Meloe coriarius himalayicus Kaszab	1 PT	Kaschmir
Meloe proscarabaeus sericeorugosus Axentiev	1 PT	Nepal
Stenoria richteri Kaszab	HT	Iran
Steniselma carpanetoi Bologna	HT 3 PT	Äthiopien
Zonitoschema iranica Kaszab	HT	Iran

Lagriidae

Cerogria montana Merkl	1 PT	Nepal
Lagria paracomosella Merkl	HT 2 PT	Nepal
Lagria schawalleri Merkl	HT 5 PT	Nepal
Arunogria pubescens Merkl	1 PT	Nepal
Xanthalia clavata Merkl	HT	Nepal
Xanthalia martensi Merkl	HT	Nepal

Alleculidae

Borboresthes klapperichi Pic	1 PT	China
Hymenalia klapperichi Pic	1 PT	China
Isomira bodemeyeri Reitter	3 PT	Türkei
Megischia schmalfussi Muche	HT 2 PT	Griechenland

Tenebrionidae

Arthrodosis richteri Kaszab	HT 2 PT	Iran
Leptonychoides juengeri Schawaller	1 PT	Saudi Arabien
Erodius belutschistanicus Kaszab	HT 4 PT	Iran
Cyphostethe belutschistanica Kaszab	HT 3 PT	Iran
Zophosis hydrobiiformis schuzistanica Kaszab	HT	Iran
Capnisiceps brunneus Schawaller	3 PT	Oman
Mesostena kuriamuriaca Schawaller	3 PT	Oman
Mesostena mesostenoides Reitter	1 PT	Indien
Pachychila denticollis Grimm	1 PT	Spanien
Microdera iliensis Skopin	1 PT	Kasachstan
Rhytinota kokeni Reitter	4 PT	Indien
Micipsa monilifera Carl	1 PT	Irak
Ammogiton omanicum Schawaller	21 PT	Oman
Adesmia microgranulata Carl	1 PT	Irak
Stenosis bodoana Reitter	1 PT	Balkan
Stenosis tenuicornis Baudi	1 PT	Iran
Eutagenia annae Grimm	2 PT	Zypern
Asida novasirensis Grimm	5 PT	Italien
Cephalostenus adziari Grimm	1 PT	Zypern
Lasiostola klapperichi Kaszab	4 PT	Iran
Pterocoma plicicollis Reitter	1 PT	China
Thriptera murina groschkei Kaszab	HT 1 PT	Iran
Dila persiana Reitter	1 PT	Iran
Prosodes alpina Bogatchev	1 PT	Mittelasien
Prosodes vermiculosa Reitter	1 PT	Iran

Oodescelis dispar Skopin	1 PT	Kasachstan
Pedinus bodemeyeri Reitter	4 PT	Türkei
Mesomorphus globosus merkli Ferrer	1 PT	Ostafrika
Mesomorphus pseudopicescens Ferrer	HT 12 PT	Äthiopien
Eurycaulus buettikeri Schawaller	1 PT	Oman
Eurycaulus koestlini Español & Viñolas	HT	Algerien
Gonocephalum alticola nossibense Ferrer	1 PT	Madagaskar
Gonocephalum confusum Ferrer	1 PT	Äthiopien
Gonocephalum deserticola Ferrer	2 PT	Südwestafrika
Gonocephalum imitator Ferrer	1 PT	Äthiopien
Gonocephalum politum Ferrer	3 PT	Äthiopien
Gonocephalum simplex sudanicum Ferrer	50 PT	Äthiopien
Gonocephalum simplex inquinatoides Ferrer	42 PT	Äthiopien
Gonocephalum validum Ferrer	4 PT	Ostafrika
Lobothorax fartilis Reitter	3 PT	Iran
Ammobius cyprius Grimm	1 PT	Zypern
Phaleria provincialis cypria Grimm	1 PT	Zypern
Crypticus richteri Kaszab	HT 19 PT	Iran
Platydema martensi Schawaller	HT 8 PT	Nepal
Diphyrrhynchus dilatipennis Schawaller	11 PT	Oman
Micropeneta leyticus Schawaller	HT 1 PT	Philippinen
Derispia sichuanensis Schawaller	5 PT	China
Leiochrodes emeicus Schawaller	3 PT	China
Leiochrodes sheduwicus Schawaller	3 PT	Nepal
Uloma visca Schawaller	HT 3 PT	Philippinen
Cataphronetis reitteri cypria Grimm	1 PT	Zypern
Corticeus papuanus Bremer	2 PT	Neu Guinea
Setenis sinuaticollis Kaszab	2 PT	Vietnam
Sphingocorse philippina Schawaller	HT 10 PT	Philippinen
Spinolyprops trautneri Schawaller	HT	Philippinen
Anaedus buricus Schawaller	HT 3 PT	Nepal
Anaedus nepalicus Schawaller	HT 9 PT	Nepal
Laena alexanderi Schawaller	HT 3 PT	Malaysia
Laena berembanensis Schawaller	HT 7 PT	Malaysia
Laena brinchangensis Schawaller	HT 3 PT	Malaysia
Laena cameronica Schawaller	HT 1 PT	Malaysia
Laena chatkalica Schawaller	HT 3 PT	Mittelasien
Laena fraserensis Schawaller	HT 3 PT	Malaysia
Laena gentingica Schawaller	HT 5 PT	Malaysia
Laena jasarensis Schawaller	HT 16 PT	Malaysia
Laena malakkaensis Schawaller	HT 7 PT	Malaysia
Laena malaysica Schawaller	HT 3 PT	Malaysia
Laena riedeli Schawaller	HT 10 PT	Malaysia
Laena taipingica Schawaller	HT 5 PT	Malaysia
Xanthomus cyprius Grimm	3 PT	Zypern
Gunarus kaszabi Grimm	HT 12 PT	Balkan
Odocnemis protinus Reitter	1 PT	Türkei
Probaticus bodemeyeri Reitter	2 PT	Türkei
Hedyphanes bodemeyeri Reitter	3 PT	Iran
Allopezus malayensis Schawaller	HT 3 PT	Malaysia

Archaeocrypticidae

Archaeocrypticus topali Kaszab	1 PT	Argentinien

Passalidae

Pseudacanthus truquii Kuwert	1 PT	Amerika
Veturius gabonis Kuwert	1 PT	Amerika
Passalus barrus Boucher & Reyes-Castillo	1 PT	Peru
Ophrygenius boxer Boucher	1 PT	Indien
Catejus bretoni Boucher	1 PT	Neu Guinea
Labienus impar Kuwert	1 PT	Neu Guinea

Scarabaeidae

Copris klapperichi Balthasar	9 PT	China
Caccobius fukiensis Balthasar	1 PT	China
Caccobius koltzei Reitter	1 PT	Sibirien
Onthophagus kuatunensis Balthasar	2 PT	China
Aphodius albosetosus Pittino	2 PT	Türkei
Aphodius ilamensis Stebnicka	HT	Nepal
Aphodius kanglae Stebnicka	HT 15 PT	Nepal
Aphodius lomsakensis Stebnicka	HT 2 PT	Thailand
Aphodius martensi Stebnicka	HT 1 PT	Nepal
Aphodius monicae Stebnicka	4 PT	Nepal
Aphodius pruinosus Reitter	1 PT	Mittelasien
Aphodius richteri Petrovitz	HT 3 PT	Äthiopien
Aphodius sabhae Stebnicka	HT 3 PT	Nepal
Aphodius schawalleri Stebnicka	HT 1 PT	Nepal
Aphodius sunantae Stebnicka	1 PT	Thailand
Aphodius trisuliensis Stebnicka	1 PT	Nepal
Aphodius viscaensis Stebnicka	HT 2 PT	Philippinen
Aphodius wolfgangi Stebnicka	HT 5 PT	Nepal
Saprovisca leytensis Stebnicka	HT	Philippinen
Rhyssemus hingstoni Pittino	1 PT	Indien
Rhyssemus schaeuffelei Petrovitz	HT	Äthiopien
Pleurophorus arabicus Pittino & Mariani	32 PT	Iran
Pleurophorus maghrebinicus Pittino & Mariani	1 PT	Algerien
Pleurophorus mediterranicus Pittino & Mariani	5 PT	Italien
Aegialia simbuae Stebnicka	HT 6 PT	Nepal
Amphicoma dilutipennis Reitter	3 PT	Iran
Amphicoma mithridates Petrovitz	1 PT	Türkei
Amphicoma pseudopsilotrichia Petrovitz	1 PT	Balkan
Amphicoma pulchra Reitter	1 PT	Iran
Amphicoma rufovillosa nigropubescens Petrovitz	1 PT	Syrien
Amphicoma syriaca piesbergeni Trappen	3 PT	Syrien
Toxocerus carinata Endrödy	1 PT	China
Toxocerus klapperichi Endrödy	2 PT	China
Trox litoralis Pittino	10 PT	Sizilien
Athyreus martinezi Howden	HT	Peru
Athyreus zischkai Martinez	2 PT	Bolivien
Phyllopertha abdita Petrovitz	1 PT	Libanon
Anisoplia hordearia Petrovitz	2 PT	Balkan
Callichloris haenkei Gutiérrez	2 PT	Bolivien
Adoretus schaeuffelei Machatschke	HT 1 PT	Äthiopien
Adoretus nigrifrons iranicus Petrovitz	HT 14 PT	Iran
Adoretus vastus Petrovitz	HT 7 PT	Iran
Pseudadoretus australis Petrovitz	HT 3 PT	Iran
Phaedadoretus iranicus Machatschke	HT 48 PT	Iran
Trichoserica fulvopubens Reitter	1 PT	Sibirien
Astaena rufescens Frey	10 PT	Brasilien
Apogonia belutschistanica Petrovitz	HT 4 PT	Iran
Haplidia bodemeyeri Reitter	1 PT	Türkei
Tanyproctus riparius Petrovitz	1 PT	Türkei
Octoclinius richteri Petrovitz	HT 19 PT	Iran
Octoclinius schaeuffelei Petrovitz	HT 6 PT	Iran
Liogenys parallela Frey	1 PT	Bolivien
Liogenys zischkai Frey	1 PT	Bolivien
Macrodactylus zischkai Frey	1 PT	Bolivien
Plectris zischkai Martinez	3 PT	Bolivien
Ectinohoplia puella Endrödy	2 PT	China
Hoplia corniculata Reitter	1 PT	Türkei
Hoplia excellens Endrödy	HT 1 PT	China
Hoplia klapperichi Endrödy	5 PT	China
Cyclocephala crepuscularis Martinez	1 PT	Argentinien
Temnorrhynchus endroedii Krell	HT	Westafrika
Oryctes arabicus richteri Petrovitz	HT	Iran

Oryctes bagdadensis ?Autor	1 PT	Türkei
Chromovalgus klapperichi Endrödy	21 PT	Afghanistan
Dasyvalgus jordansi Endrödy	6 PT	China
Dasyvalgus proximus Ricchiardi	1 PT	Darjeeling
Dasyvalgus sabatinellii Ricchiardi	1 PT	Nepal
Dasyvalgus sebastiani Endrödy	70 PT	China
Dasyvalgus sommershofi Endrödy	24 PT	China
Dasyvalgus tschungseni Endrödy	20 PT	China
Excisivalgus klapperichi Endrödy	1 PT	China
Trigonophorus varians Bourgoin	1 PT	Taiwan
Bombodes suturalis Reitter	1 PT	Syrien
Cetonia bodemeyeri Curti	1 PT	Japan
Cetonia kolbei Curti	1 PT	China
Cetonia aeratula Reitter	1 PT	Kaukasus

Cerambycidae

Aegosoma flavipennis Demelt	HT 17 PT	Malaysia
Ergates faber alkani Demelt	HT 1 PT	Türkei
Ergates faber hartigi Demelt	HT 2 PT	Italien
Acanthophorus rugiceps hardei Heyrovsky	HT 2 PT	Iran
Psalidognathus onorei Quentin & Villers	2 PT	Ekuador
Psalidoganthus colombianus Demelt	10 PT	Kolumbien
Psalidognathus demelti Quentin & Villers	3 PT	Kolumbien
Prionus evae Demelt	2 PT	Pakistan
Prionus lesnei Semenov	2 PT	Iran
Prionus elegans Demelt	1 PT	Pakistan
Udeterus dichrotomus Galileo	1 PT	Ekuador
Tetropium lobbichleri Harde	1 PT	Nepal
Criocephalus ferus dichrous Mandl	4 PT	Balkan
Saphanus ganglbaueri Brancsik	1 PT	Balkan
Saphanus piceus rugulosus Demelt	1 PT	Österreich
Saphanus piceus bartolonii Sama	1 PT	Balkan
Achryson foersteri Borg	1 PT	Argentinien
Cerambyx heinzianus Demelt	14 PT	Türkei
Axinopalpis barbarae Sama	1 PT	Zypern
Apatrophysis richteri ?Autor	HT	Iran
Acmaeops amurensis Kraatz	1 PT	Sibirien
Leptura bicolor Redtenbacher	1 PT	Iran
Leptura ciliciensis Daniel	1 PT	Türkei
Callichroma concentricale Jordan	1 PT	Westafrika
Osphranteria richteri Heyrovsky	HT	Iran
Phymatodes alni elbursensis Holzschuh	1 PT	Iran
Phymatodes femoralis demelti Heyrovsky	HT 1 PT	Türkei
Pronocera bladili Kratochvil	6 PT	Mittelasien
Chlorophorus hrabovsky Kratochvil	4 PT	Mittelasien
Chlorophorus wewalkai Holzschuh	1 PT	Türkei
Anaglyptus mysticus anatolicus Demelt	1 PT	Türkei
Purpuricenus creticus Bernhauer	1 PT	Kreta
Purpuricenus konradi Bernhauer	1 PT	Türkei
Purpuricenus nudicollis Demelt	HT 2 PT	Türkei
Purpuricenus schaeuffelei Breuning	1 PT	Iran
Dorcadion androsovi Suworov	2 PT	Mittelasien
Dorcadion globithorax opulentum Suworov	2 PT	Mittelasien
Dorcadion globithorax radkewitschi Suworov	1 PT	Mittelasien
Dorcadion globithorax pauperum Suworov	2 PT	Mittelasien
Dorcadion nivosum Suworov	1 PT	Mittelasien
Dorcadion lativittis Kraatz	3 PT	Mittelasien
Dorcadion meschniggi Breit	4 PT	Balkan
Dorcadion taborskyi Heyrovsky	1 PT	Balkan
Dorcadion smyrnense lunulatum Pic	2 PT	Türkei
Dorcadion smyrnense niveopictum Daniel	2 PT	Türkei
Dorcadion smyrnense integrofasciatum Daniel	2 PT	Türkei
Dorcadion smyrnense bodemeyerianum Breuning	2 PT	Türkei

Dorcadion glabrofasciatum Daniel	7 PT	Türkei
Dorcadion septemlineatum abanti Braun	7 PT	Türkei
Dorcadion margheritae Breuning	3 PT	Balkan
Dorcadion pindicum Breuning	2 PT	Balkan
Dorcadion atritarse Pic	1 PT	Balkan
Dorcadion pararenarium Breuning	1 PT	Balkan
Dorcadion calabricum Breuning	1 PT	Italien
Dorcadion epirense Breuning	2 PT	Balkan
Dorcadion valonense Pic	2 PT	Balkan
Dorcadion infernale immutatum Pic	6 PT	Türkei
Dorcadion infernale costidorsum Heyrovsky	3 PT	Türkei
Dorcadion infernale revestitum Daniel	4 PT	Türkei
Dorcadion enricisturanii densepunctatum Braun	HT 7 PT	Türkei
Dorcadion carolisturanii Breuning	1 PT	Türkei
Dorcadion pseudoinfernale Breuning	2 PT	Türkei
Dorcadion cipkai Breuning	HT 4 PT	Iran
Dorcadion heinzi Breuning	1 PT	Türkei
Dorcadion rufipenne caukiriense Breuning	2 PT	Türkei
Dorcadion pararufipenne Braun	HT 13 PT	Türkei
Dorcadion pararufipenne rassei Braun	HT 33 PT	Türkei
Dorcadion brauni Breuning	8 PT	Türkei
Dorcadion brunoi Breuning	1 PT	Libanon
Dorcadion berytense Breuning	1 PT	Libanon
Dorcadion chrysochroum Breuning	1 PT	Balkan
Dorcadion lohsei Braun	HT 5 PT	Türkei
Dorcadion ortrudae Braun	HT 7 PT	Türkei
Dorcadion bangi heinzorum Braun	HT 2 PT	Türkei
Dorcadion petrovitzi Heyrovsky	HT 1 PT	Türkei
Dorcadion petrovitzi ciliensis Demelt	HT 3 PT	Türkei
Dorcadion semenovi Ganglbauer	1 PT	Mittelasien
Dorcadion seminudum Kraatz	2 PT	Kaukasus
Dorcadion pilosipenne Breuning	1 PT	Balkan
Dorcadion biforme Kraatz	2 PT	Iran
Dorcadion discomaculatum Pic	2 PT	Iran
Dorcadion urmianum Plavilstshikov	1 PT	Türkei
Dorcadion laeve plasoni Ganglbauer	6 PT	Iran
Dorcadion investitum Breuning	2 PT	Türkei
Dorcadion bodemeyeri Daniel	5 PT	Türkei
Dorcadion bodemeyeri afyonense Braun	HT 3 PT	Türkei
Dorcadion carinatum cylindraceum Reitter	2 PT	Kaukasus
Dorcadion ingeae Peks	2 PT	Türkei
Dorcadion marmottani Escalera	1 PT	Spanien
Dorcadion mus Rosenhauer	2 PT	Spanien
Dorcadion fuentei Pic	2 PT	Spanien
Dorcadion ferdinandi Escalera	2 PT	Spanien
Dorcadion terolense Escalera	2 PT	Spanien
Dorcadion terolense albarium Escalera	2 PT	Spanien
Dorcadion zarcoi Schramm	2 PT	Spanien
Dorcadion neilense Escalera	4 PT	Spanien
Dorcadion neilense urbionense Escalera	2 PT	Spanien
Dorcadion neilense almarzense Escalera	1 PT	Spanien
Dorcadion ghiliani cercedillanum Pic	2 PT	Spanien
Dorcadion becerrae Lauffer	1 PT	Spanien
Morimus orientalis Reitter	2 PT	Türkei
Hammoderus sargi Bates	1 PT	Guatemala
Grammoechus bipartitus Breuning	HT	Sumatra
Tragostoma coronata Jordan	HT	Kamerun
Calothyrza occidentalis Franz	HT	Kamerun
Cymatura manovi Franz	2 PT	Ostafrika
Pogonocherus pasarinii Sama	1 PT	Marokko
Theophilea subcylindricollis Heyrovsky	HT 11 PT	Balkan
Cylopeplus peruvianus Tippmann	2 PT	Peru
Aegomorphus francottei Sama	17 PT	Balkan
Acalolepta cervinoides Breuning	HT	Sumatra

Acalolepta subatra Breuning	HT	Sumatra
Oberea erythrocephala schurmanni Heyrovsky	11 PT	Türkei
Oberea ressli Demelt	HT 5 PT	Türkei
Malosia imperatris robusta Pic	1 PT	Syrien
Loptosia bodoani Pic	1 PT	Iran
Phytoecia achilleae Holzschuh	1 PT	Türkei
Anagelasta griseoides Breuning	1 PT	Tonkin

Chrysomelidae

Labidostomis escherichi Weise	1 PT	Türkei
Labidostomis frontalis Weise	1 PT	Türkei
Labidostomis iconiensis Weise	1 PT	Türkei
Labidostomis karamanica Weise	1 PT	Türkei
Labidostomis metallica dzhungarica Medvedev	1 PT	Mongolei
Labidostomis metallica mongolica Medvedev	2 PT	Mongolei
Labidostomis subfasciata Weise	1 PT	Iran
Labidostomis subfasciata afghanica Medvedev	2 PT	Afghanistan
Karoclytra wittmeri Medvedev	1 PT	Südafrika
Miopristis bisulphurata Medvedev	1 PT	Südafrika
Merilia hiekei Medvedev	1 PT	Südwestafrika
Lachnaia kocheri Medvedev	1 PT	Algerien
Diapromorpha bicruciata Medvedev	2 PT	Vietnam
Diapromorpha daklata Medvedev	1 PT	Vietnam
Clytra bodemeyeri Weise	2 PT	Türkei
Clytra cingulata Weise	2 PT	Iran
Melitonana ghanensis Medvedev	1 PT	Ghana
Melitonana murzini Medvedev	3 PT	Guinea
Smaragdina divisoides Medvedev	1 PT	Vietnam
Smaragdina ivoriensis guineensis Medvedev	1 PT	Guinea
Smaragdina montana Medvedev	4 PT	Vietnam
Smaragdina thoracica dzhungarica Medvedev	1 PT	Mongolei
Gynandrophthalma usambarica Weise	1 PT	Ostafrika
Stylosomus sinensis Lopatin	1 PT	China
Pachybrachys amurensis Medvedev	1 PT	Sibirien
Pachybrachys caraganae changaica Medvedev & Rybakova	1 PT	Mongolei
Pachybrachys jordanicus Lopatin	2 PT	Jordanien
Pachybrachys lopatini Medvedev & Rybakova	1 PT	Mongolei
Pachybrachys mongolensis Medvedev & Rybakova	2 PT	Mongolei
Pachybrachys parvissimus Lopatin	1 PT	Mongolei
Pachybrachys tuvensis Medvedev	1 PT	Sibirien
Adiscus wittmeri Medvedev	1 PT	Nepal
Coenobius fulvus Medvedev & Samoderzhenkov	1 PT	Vietnam
Cryptocephalus bidentulus subdesertus Medvedev	1 PT	Mongolei
Cryptocephalus bodemeyeri Weise	4 PT	Türkei
Cryptocephalus korotjaevi Medvedev	1 PT	Mongolei
Cryptocephalus korotjaevi shamoensis Medvedev	1 PT	Mongolei
Melixanthus jordanicus Lopatin	HT 2 PT	Jordanien
Anthoniscus reinecki Weise	2 PT	Ostafrika
Chlamys euphorbiae Medvedev	2 PT	Vietnam
Oomorphoides martensi Medvedev	HT 3 PT	Nepal
Basilepta laeta Medvedev	HT 2 PT	Nepal
Basilepta schawalleri Medvedev	HT 1 PT	Nepal
Basilepta variabile Duvivier	2 PT	Bengalen
Nodina dhadinga Medvedev	HT 3 PT	Nepal
Nodina martensi Medvedev	HT	Nepal
Aulexis buonloicus Eroshkina	2 PT	Vietnam
Aulexis medvedevi Eroshkina	2 PT	Vietnam
Aulexis vietnamicus Eroshkina	8 PT	Vietnam
Trichochrysea albopilosa Medvedev & Eroshkina	1 PT	Vietnam
Trichochrysea incana Medvedev & Eroshkina	1 PT	Vietnam
Macrocoma indica afghana Medvedev	1 PT	Afghanistan
Cleoporus similis Medvedev & Eroshkina	3 PT	Vietnam
Cleorina costata Medvedev & Eroshkina	1 PT	Vietnam

Cleorina mimica Medvedev & Eroshkina	1 PT	Vietnam
Cleorina punctisterna Medvedev & Eroshkina	1 PT	Vietnam
Cleorina strigicollis Medvedev & Eroshkina	3 PT	Vietnam
Cleorina vietnamica Medvedev & Eroshkina	2 PT	Vietnam
Tricliona variabilis Jacoby	1 PT	Bengalen
Platycorynus buonloicus Medvedev & Rybakova	1 PT	Vietnam
Platycorynus dilaticollis tibialis Medvedev & Rybakova	3 PT	Vietnam
Ambrostoma montana Medvedev	HT	Nepal
Crosita clementzae atasica Medvedev	1 PT	Mongolei
Chrysolina arctica Medvedev	1 PT	Sibirien
Chrysolina bodemeyeri Weise	3 PT	Iran
Chrysolina coerulans iranica ?Autor	1 PT	Iran
Chrysolina dhaulagirica Medvedev	HT 4 PT	Nepal
Chrysolina dubeshkoae Medvedev	1 PT	Mongolei
Chrysomela taimyrensis Medvedev	1 PT	Sibirien
Chrysomela wrangeliana Medvedev	1 PT	Sibirien
Gonioctena chujoi ochotense Medvedev	1 PT	Sibirien
Gonioctena ogloblini Medvedev & Dubeshko	1 PT	Mongolei
Gonioctena ussuriensis Medvedev	1 PT	Sibirien
Xenomela heydeni Weise	1 PT	China
Mimastracella acuminata Samoderzhenkov	2 PT	Vietnam
Mimastracella pubicollis Samoderzhenkov	3 PT	Vietnam
Mimastracella zaitzevi Samoderzhenkov	4 PT	Vietnam
Pyrrhalta basifasciata Samoderzhenkov	4 PT	Vietnam
Pyrrhalta ornatipennis Samoderzhenkov	3 PT	Vietnam
Pseudadimonia medvedevi Samoderzhenkov	1 PT	Vietnam
Galeruca weisei Reitter	1 PT	Sibirien
Nepalogaleruca laeta Medvedev	HT	Nepal
Calomicrus brunneus Medvedev	HT 6 PT	Nepal
Calomicrus forcipifer Weise	1 PT	Türkei
Vietoluperus alleculoides Medvedev & Dap	1 PT	Vietnam
Luperogala paradoxa Medvedev	1 PT	Vietnam
Cneorane cyanea Medvedev & Dap	1 PT	Vietnam
Cneorane minuta Medvedev	HT 12 PT	Nepal
Paridea flava Medvedev	1 PT	Vietnam
Paridea lateralis Medvedev	1 PT	Vietnam
Paridea multituberculata Medvedev	1 PT	Vietnam
Nepalolepta carinata Medvedev	HT	Nepal
Platyxantha dilaticornis ?Autor	1 PT	Bengalen
Acroxena martensi Medvedev	HT	Nepal
Monolepta martensi Medvedev	HT 3 PT	Nepal
Monolepta schawalleri Medvedev	HT 8 PT	Nepal
Apophylia eroshkinae Samoderzhenkov	4 PT	Vietnam
Apophylia schawalleri Medvedev	HT 5 PT	Nepal
Apophylia vietnamica Samoderzhenkov	2 PT	Vietnam
Eudolia nepalica Medvedev	HT	Nepal
Paramesopa flavipes Medvedev	HT	Nepal
Luperomorpha nepalensis Medvedev	HT	Nepal
Hespera dasytoides Medvedev	HT	Nepal
Hespera nigriceps Medvedev	HT 1 PT	Nepal
Hespera schawalleri Medvedev	HT 12 PT	Nepal
Aphthona ovatipennis Medvedev	HT 1 PT	Nepal
Aphthonaria martensi Medvedev	HT 3 PT	Nepal
Zipangia aptera Medvedev	HT 1 PT	Nepal
Zipangia bicolora Medvedev	HT 3 PT	Nepal
Zipangia subcostata Medvedev	HT	Nepal
Amydus gibbicollis Döberl	1 PT	Nepal
Longitarsus tournefortii Medvedev & Voronova	1 PT	Mongolei
Manobidia atra Medvedev	HT	Nepal
Systena simulans Scherer	1 PT	Argentinien
Altica ciliciensis Weise	2 PT	Türkei
Altica deserticola Weise	1 PT	Mittelasien
Altica globicollis Weise	1 PT	Türkei
Himalalta brevicornis Medvedev	HT 1 PT	Nepal

Himalalta striata Medvedev	HT	Nepal
Manobia violaceipennis Medvedev	HT 1 PT	Nepal
Asiorella caraboides Medvedev	HT	Nepal
Asiorestia nepalica Medvedev	HT	Nepal
Asiorestia thoracica Medvedev	HT	Nepal
Lipromorpha aptera Medvedev	HT	Nepal
Ciparia variipennis Medvedev	HT	Nepal
Paraminota nepalensis Döberl	1 PT	Nepal
Podagria aeneipennis Medvedev	HT 2 PT	Nepal
Schawalleria lamprosomoides Medvedev	HT	Nepal
Chabriella minuta Medvedev	HT	Nepal
Nepalicrepis brunnea Medvedev	HT 1 PT	Nepal
Clavicornaltica himalayensis Medvedev	1 PT	Nepal
Taizonia schereri Medvedev	HT 3 PT	Nepal
Jacobyana nepalica Medvedev	HT	Nepal
Psylliodes belarbii Döberl	1 PT	Marokko
Prionispa laeta Medvedev	HT 1 PT	Nepal
Oxynodera breiti Spaeth	1 PT	Kolumbien
Carlobruchia tricostata Spaeth	1 PT	Argentinien
Pseudomesomphalia selecta Spaeth	1 PT	Brasilien
Pseudomesomphalia wageneri Spaeth	1 PT	Brasilien
Aspidomorpha vietnamica Medvedev & Eroshkina	3 PT	Vietnam
Sindia schawalleri Medvedev	HT 4 PT	Philippinen
Vietocassis viridis Medvedev & Eroshkina	1 PT	Vietnam
Cassida amarantha Medvedev & Eroshkina	4 PT	Vietnam
Cassida labiatophaga Medvedev & Eroshkina	2 PT	Vietnam
Hybosa acutangula Spaeth	1 PT	Paraguay
Metriona transfixa Spaeth	1 PT	Guyana
Taiwania schawalleri Medvedev	HT 3 PT	Nepal
Charidotis formalis Spaeth	1 PT	Brasilien

Bruchidae

Caryedon danielssoni Borowiec	2 PT	Thailand
Caryedon johni Borowiec	2 PT	Madagaskar
Caryedon proszynskii Borowiec	1 PT	Ghana
Bruchus hardei Decelle	HT 4 PT	Äthiopien
Bruchus klapperichi Hoffmann	1 PT	Afghanistan
Acanthoscelides tarnawskii Borowiec	HT 5 PT	Bulgarien
Bruchidius zampettii Borowiec	2 PT	Libanon, Rhodos
Palpibruchus palpalis Borowiec	1 PT	Argentinien
Amblycerus acapulcensis Kingsolver	5 PT	Mexiko
Sennius leucostauros Johnson & Kingsolver	5 PT	Mexiko
Spermophagus confusus Borowiec	4 PT	Balkan, Kaukasus
Spermophagus decellei Borowiec	1 PT	Iran
Spermophagus drak Borowiec	2 PT	Vietnam
Spermophagus eichleri Borowiec	1 PT	Rhodesien
Spermophagus klapperichi Borowiec	1 PT	Jordanien
Spermophagus marmoreus Borowiec	5 PT	Südafrika
Spermophagus minutissimus Borowiec	6 PT	Madagaskar
Spermophagus minutus Borowiec	4 PT	Java
Spermophaugs pilipes Borowiec	1 PT	Abyssinien
Spermophagus sericeus afghanicus Borowiec	7 PT	Afghanistan
Spermophagus transvaalensis Borowiec	1 PT	Südafrika
Spermophagus wittmeri Borowiec	1 PT	Israel

Anthribidae

Asemorhinus nebulosus nepalicus Frieser	HT	Nepal
Tropideres scitus instructus Frieser	1 PT	Nepal
Piezocorynus nigritulus Frieser	1 PT	Brasilien
Piezocorynus obliquus Frieser	1 PT	Brasilien
Xenocerus sibuyanus attingeri Frieser	1 PT	Philippinen
Araecerus siliquae Frieser	1 PT	Taiwan

Scolytidae

Liparthrum peyerimhoffi Pfeffer	14 PT	Algerien
Pityophthorus cephalonicae Pfeffer	2 PT	Griechenland

Curculionidae

Polydrosus constellatus Voss	HT 1 PT	Iran
Polydrosus bodemeyeri Reitter	2 PT	Türkei
Polydrosus abeillei focarilei Pesarini	5 PT	Italien
Barypeithes scheuerni Dieckmann	HT 4 PT	Frankreich
Leptomicus inquinatus Voss	2 PT	Afghanistan
Leptomicus monticola Voss	4 PT	Afghanistan
Thylacites kandaharensis Voss	10 PT	Afghanistan
Otiorhynchus inflatus longithorax ?Autor	1 PT	Italien
Otiorhynchus mastix scabrior Reitter	1 PT	Italien
Otiorhynchus obsoletus aethiops Apfelbeck	1 PT	Balkan
Otiorhynchus coniceps Daniel	1 PT	Alpen
Otiorhynchus ortrudheinzi Braun	HT	Türkei
Otiorhychnus ponticus pseudoponticus Braun	HT 7 PT	Türkei
Otiorhychnus ponticus pseudofausti Braun	HT 17 PT	Türkei
Otiorhynchus ponticus subponticus Braun	HT 7 PT	Türkei
Otiorhynchus danieli Apfelbeck	1 PT	Balkan
Otiorhynchus pseudoalbanicus Braun	HT	Balkan
Otiorhynchus brevinasus Reitter	3 PT	Iran
Otiorhynchus crinitellus Daniel	1 PT	Türkei
Otiorhynchus dieckmanni Magnano	1 PT	Deutschland
Otiorhynchus escherichi Reitter	1 PT	Türkei
Otiorhynchus heinzianus Braun	HT	Türkei
Otiorhynchus imitator Apfelbeck	1 PT	Balkan
Otiorhynchus judaicus Stierlin	6 PT	Türkei
Otiorhynchus latithorax boluensis Braun	HT 16 PT	Türkei
Otiorhynchus paracrinitellus Braun	HT 11 PT	Türkei
Otiorhynchus riedeli Braun	HT	Türkei
Otiorhynchus rossicus badakschanicus Voss	5 PT	Afghanistan
Otiorhynchus tristis cuprifer Stierlin	1 PT	Kaukasus
Otiorhynchus bodemeyeri Daniel	1 PT	Türkei
Otiorhynchus gilgitensis Braun	HT 1 PT	Pakistan
Otiorhynchus hindukuschensis Voss	7 PT	Afghanistan
Otiorhynchus laeviusculus Stierlin	2 PT	Türkei
Otiorhynchus mazurai Formanek	1 PT	Türkei
Otiorhynchus spinifer Daniel	3 PT	Türkei
Otiorhynchus witzgalli Braun	HT	Türkei
Thyraulus conjunctulus Voss	9 PT	Afghanistan
Myllocerus nuristanicus Voss	12 PT	Afghanistan
Ptochus inaffectatus Voss	3 PT	Afghanistan
Gyratogaster larinoides Reitter	2 PT	Türkei
Urometopus georgicus Reitter	1 PT	Kaukasus
Nastus anatolicus ikizderensis Braun	HT	Türkei
Nastus carinicollis Braun	HT	Türkei
Nastus macedonicus Braun	HT	Balkan
Nastus trapezicolloides Braun	HT	Türkei
Phyllobius monstuosus Tournier	6 PT	Türkei
Corigeus fischerianus Sumakov	1 PT	Kaukasus
Baryconorrhinus richteri Voss	HT 2 PT	Iran
Iranorrhinus schaeuffelei Voss	HT 4 PT	Iran
Phytoscaphus chlorotiscides Voss	1 PT	Afghanistan
Brachycerus mollis Haaf	1 PT	ohne Fundort
Borborocoetes kandaharensis Voss	17 PT	Afghanistan
Dichotrachelus rosettoi Meregalli	1 PT	Piemont
Hypera anjumanensis Voss	15 PT	Afghanistan
Hypera bodoi Reitter	1 PT	Sibirien
Coniatus aegyptiacus belutschistanensis Voss	HT	Iran
Coniatus gracilis Holdhaus	2 PT	Irak

Coniatus rufirostris Voss	3 PT	Afghanistan
Cleonus brevirostris interpositus Voss	9 PT	Iran
Cleonus klapperlichi Voss	4 PT	Afghanistan
Cleonus richteri Voss	HT 2 PT	Iran
Cleonus ruginodis Reitter	2 PT	Iran
Cleonus schaeuffelei Voss	HT	Äthiopien
Lixus laevicollis Voss	HT 3 PT	Kamerun
Lixus armirostris Voss	HT	Iran
Niphades subdepressus Voss	12 PT	Kamerun
Microniphades schawalleri Zherichin	HT	Nepal
Niphadonyx martensi Zherichin	HT 1 PT	Nepal
Niphadomimus niger Zherichin	HT	Nepal
Niphadomimus nigriventris Zherichin	HT	Nepal
Leptanchonus major Zherichin	HT	Nepal
Leptanchonus minor Zherichin	HT	Nepal
Himalanchonus erirrhinoides Zherichin	HT	Nepal
Himalanchonus thoracicus Zherichin	HT	Nepal
Nepalanchonus aurosquamosus Zherichin	HT	Nepal
Acamptella bicolor Zherichin	HT	Nepal
Acamptella rhododendri Zherichin	HT 4 PT	Nepal
Acamptella rhododendri mustangensis Zherichin	HT 5 PT	Nepal
Falsanchonus ausobskyi Zherichin	HT	Nepal
Trachodisca synophthalma Zherichin	HT	Nepal
Microplinthus minimus Zherichin	HT	Nepal
Nicroplinthus morimotoi Zherichin	HT	Nepal
Microplinthus setulosus Zherichin	HT	Nepal
Dorytomus flavipes subdistans Voss	1 PT	Afghanistan
Orthochaetes pirenaeus Gonzalez	1 PT	Pyrenäen
Apion aeneum afghanistanicum Voss	3 PT	Afghanistan
Apion afghanum Voss	10 PT	Afghanistan
Apion jordanicum Voss	9 PT	Afghanistan
Apion kandarhense Voss	2 PT	Afghanistan
Apion (Onychapion) koestlini Schön	3 PT	Algerien
Apion (Catapion) koestlini Dieckmann	2 PT	Deutschland
Apion martensi Korotyaev	HT	Nepal
Apion parcior Voss	2 PT	Jordanien
Apion plicatum badakschanensis Voss	3 PT	Afghanistan
Apion pseudocerdo Dieckmann	3 PT	Sachsen
Nanophyes exsanguis Voss	10 PT	Afghanistan
Nanophyes imparifrons Voss	3 PT	Afghanistan
Nanophyes pilosella Voss	2 PT	Afghanistan
Nanophyes sanisharensis Zherichin	HT 3 PT	Nepal
Auletobius nuristanensis Voss	8 PT	Afghanistan
Rhynchites patricus Voss	3 PT	Afghanistan
Magdalis mutata Voss	2 PT	Afghanistan
Balanobius baschgulensis Voss	1 PT	Afghanistan
Anthonomus klapperichi Voss	3 PT	Afghanistan
Rhynchaenus endacoides Voss	9 PT	Afghanistan
Rhynchaenus tersus Voss	1 PT	Afghanistan
Rhynchaenus flavinasus Voss	HT 1 PT	Äthiopien
Pachytychius obscuricollis Voss	2 PT	Afghanistan
Tychius klapperichi Voss	4 PT	Afghanistan
Tychius morawitzi neneckei Voss	1 PT	Afghanistan
Sibinia beckeri subfruta Voss	2 PT	Afghanistan
Acalles brisouti Reitter	3 PT	Italien
Agasterocercus tschungseni Voss	3 PT	China
Coeliodes submontanus Voss	1 PT	Afghanistan
Mogulones hyrcanus Korotyaev	1 PT	Iran
Ceutorrhynchus intermixtus Voss	1 PT	Afghanistan
Ceutorrhynchus kandaharicus Voss	3 PT	Afghanistan
Ceutorrhynchus setosellus Voss	3 PT	Afghanistan
Mecysmoderes dilucidus Voss	3 PT	China
Rhinoncus henningsi Wagner	1 PT	Deutschland
Acythopeus basimaculatus Voss	2 PT	China

Choerorrhinus concaviceps Voss	1 PT	Afghanistan
Amaurorrhinus paganettii Ganglbauer	1 PT	Sardinien
Phloeophagus seriesetulosus Voss	3 PT	Afghanistan

8. Literatur

FRANK, J. & KOSTENBADER, H. (1983): Dr. RUDOLF KÖSTLIN 75 Jahre. – Mitt. ent. Ver. Stuttgart, **18**: 33–35; Stuttgart.

HERTING, B. (1988): ERWIN LINDNER 100 Jahre. – Jh. Ges. Naturk. Württ., **143**: 1–22; Stuttgart.

JÄGER, G. F. (1863): Nachruf KARL VON ROSER. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ., **19**: 31–40; Stuttgart.

JANUS, H. (1983): KARL WILHELM HARDE- – Jh. Ges. Naturk. Württ., **138**: 289–294; Stuttgart.

LINDNER, E. (1956): FRANZ GROSCHKE. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ., **111**: 101–103; Stuttgart.

LUCHT, W. (1988): JOHANN FRIEDRICH KLAPPERICH (1913–1987). – Ent. Bl., **84**: 129–131; Krefeld.

RICHTER, W. (1961): Reisebericht über eine Reise in den Südwest- und Südost-Iran 1956. – Stuttgarter Beitr. Naturk. **76**: 1–13; Stuttgart.

SCHÜZ, E. & HARDE, K. W. (1963): ERWIN LINDNER 75 Jahre und die Entwicklung der Entomologie am Staatlichen Museum für Naturkunde in Stuttgart. – Stuttgarter Beitr. Naturk., **100**: 1–23; Stuttgart.

STEUDEL, W. (1893): Zum Andenken an Prof. Dr. ERNST HOFMANN. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ., **49**: 138–147; Stuttgart.

ZIEGLER, B. (1991): Aus der Geschichte des Stuttgarter Naturkundemuseums. – Stuttgarter Beitr. Naturk., (C) **30**: 1–104; Stuttgart.

Anschrift des Verfassers:

Dr. WOLFGANG SCHAWALLER, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum am Löwentor), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde
Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, 70191 Stuttgart

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 509	23 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

SMITHSONIAN DEC 01 1994 LIBRARIES

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Die Land-Isopoden (Oniscidea) Griechenlands. 14. Beitrag: Gattung *Nagurus* (Trachelipodidae)*)

The Terrestrial Isopods (Oniscidea) of Greece. 14th Contribution: Genus *Nagurus* (Trachelipodidae)

Von Helmut Schmalfuss, Stuttgart

Mit 63 Abbildungen

Summary

The definition of the genus *Nagurus*, its distribution and its possible phylogenetic relations are discussed. The three species known from Greece, *Nagurus rhodiensis* (Arcangeli, 1934), *N. aegaeus* Schmalfuss, 1977, and *N. ziegleri* **n. sp.**, are described and figured. For the latter species some data on reproductive biology can be added.

Zusammenfassung

Die Definition der Gattung *Nagurus*, ihre Verbreitung und ihre möglichen phylogenetischen Beziehungen werden diskutiert. Für die griechischen Arten *Nagurus rhodiensis* (Arcangeli, 1934), *N. aegaeus* Schmalfuss, 1977, und *N. ziegleri* **n. sp.** werden Beschreibungen und Abbildungen der diagnostischen Merkmale geliefert. Für die letztere Art lassen sich außerdem einige fortpflanzungsbiologische Angaben machen.

Inhalt

1. Die Gattung *Nagurus* Holthuis, 1949 2
2. Die griechischen *Nagurus*-Arten 3
   2.1. *Nagurus aegaeus* Schmalfuss, 1977 3
   2.2. *Nagurus rhodiensis* (Arcangeli, 1934) 9
   2.3. *Nagurus ziegleri* **n. sp.** 16
   2.4. *Nagurus* sp. 21
3. Phylogenetische Beziehungen 21
4. Abkürzung und Dank 22
5. Literatur 22

*) 13. Beitrag: Stuttgarter Beitr. Naturk. (Serie A) Nr. 498: 44 pp. (1993).

1. Die Gattung *Nagurus* Holthuis, 1949

Budde-Lund (1908: 284) beschrieb *Nagara* als Untergattung von *Porcellio*. Zu dieser Untergattung *Nagara* stellte er die Arten *Porcellio cristatus* Dollfus, 1889, *P. sundaicus* Dollfus, 1898, *P. pallidipennis* Dollfus, 1898, und *P. modestus* Dollfus, 1898 und beschrieb *Nagara nana* n. sp. Die Diagnose von *Nagara* enthält alle unten angegebenen Merkmale und einige Angaben, die nicht für alle heute zu *Nagurus* gezählten Arten zutreffen oder die auch bei anderen Gattungen vorkommen.

Holthuis (1949: 182) erkannte, daß der Name *Nagara* präokkupiert ist, da er schon 1865 für eine Lepidopteren-Gattung verwendet wurde. Er benannte das inzwischen in den Gattungsrang erhobene Taxon *Nagurus* n. g. und designierte *Porcellio cristatus* Dollfus, 1889 als Typus-Art.

Radu (1960) beschrieb eine neue Gattung *Bifrontania* mit der Art *B. femina* aus Gewächshäusern in Rumänien, die sich als Synonym von *Nagurus cristatus* erwiesen hat.

Eine zusammenfassende Revision der damals bekannten Arten gab Arcangeli 1963. Ich habe die Definition der Gattung *Nagurus* unter neueren Gesichtspunkten diskutiert (Schmalfuss 1983). Darauf fußt im wesentlichen die nachfolgende Diagnose.

Gattung *Nagurus* Holthuis, 1949

Synonyme:
Nagara Budde-Lund, 1908 (präokkupierter Name).
Bifrontania Radu, 1960.
Typus-Art: *Porcellio cristatus* Dollfus, 1889.

Diagnostische Merkmale innerhalb der Familie Trachelipodidae (= Trachelipidae, siehe Souza-Kury 1993), die in der derzeitigen Definition kein monophyletisches Taxon darstellt:

1. Tergite gehöckert, mit dreieckigen Schuppenborsten.
2. Vorderkopf mit ausgeprägten Mittel- und Seitenlappen.
3. Hinterrand von Pereion-Epimer I mit oder ohne Ausbuchtung.
4. Pleon-Epimeren wohlentwickelt, so daß das Pleon nicht vom Pereion abgesetzt ist.
5. Nodulus lateralis auf dem Pereion-Epimer I ungefähr gleich weit vom Seitenrand entfernt wie auf dem Epimer II oder geringfügig nach medial verschoben (im Gegensatz zu *Trachelipus*, wo der Nodulus immer sehr stark nach medial verlagert ist).
6. Telson dreieckig, mit eingebuchteten Seiten.
7. Alle 5 Pleopoden-Exopodite primär mit Luftatmungsorganen („Pseudotracheen") vom *Trachelipus*-Typ. Diese „Pseudotracheen" können bei einzelnen Arten sekundär reduziert sein, so daß sie zumindest lichtmikroskopisch nicht mehr erkennbar sind.

Keines dieser diagnostischen Merkmale kann als sichere Autapomorfie von *Nagurus* gelten, da alle Merkmale auch bei anderen Gattungen vorkommen, wo sie jedoch möglicherweise konvergent entstanden sein können. Die Monophylie der Gattung *Nagurus* kann daher nicht belegt werden, andererseits gibt es bis jetzt keine Argumente, die für eine poly- oder paraphyletische Entstehung der Gattung sprechen.

Die Typus-Art *N. cristatus*, die eine parthenogenetische Fortpflanzung aufweist, und *N. nanus* sind anthropogen pantropisch verschleppt; *N. cristatus* taucht auch häufig außerhalb der Tropen in Gewächshäusern auf. Das autochthone Verbreitungsgebiet der Gattung ist disjunkt, die meisten Arten sind aus dem indoaustralischen Raum bekannt, während einige Arten das östliche Mittelmeergebiet besiedeln. Diese Disjunktion könnte durch die paläogeografische Geschichte der Tethys bedingt sein. Ganz ähnliche Verhältnisse liegen bei der Landisopoden-Gattung *Armadillo* vor, deren nächste Verwandten ebenfalls im indopazifischen Raum zuhause sind. Eingehende Untersuchungen mögen ferner Argumente für eine generische Abtrennung der Mittelmeer-Arten liefern, zur Zeit liegen jedoch keine Befunde vor, die eine solche Abtrennung rechtfertigen würden. Genaue Darstellungen von ostasiatischen *Nagurus*-Arten finden sich beispielsweise bei Kwon & Taiti (1993).

Im Mediterrangebiet ist die Gattung nur von den nordöstlichen und östlichen Küsten bekannt (ägäische Inseln bis Israel). Der aus Sardinien beschriebene „*Nagurus*" *cerrutii* Vandel, 1958 gehört nicht in diese Gattung, für diese Art wurde von Taiti & Manicastri (1985) die Gattung *Tritracheoniscus* aufgestellt. Sie ist durch Lungen vom *Porcellio*-Typ in den Pleopoden-Exopoditen I–III gekennzeichnet und gehört damit in die Verwandtschaft von *Protracheoniscus*.

Neben den hier behandelten drei griechischen Arten kommt im östlichen Mittelmeergebiet noch *Nagurus carinatus* (Dollfus, 1905) vor, die von Zypern, aus Syrien und aus Israel bekannt ist. *N. hermonensis* Vandel, 1955 ist ein Synonym von *N. carinatus*.

Des weiteren liegen mir 3 pigmentlose jugendliche ♀♀ aus der Süd-Türkei vor (20 km W Antalya, leg. Rähle 30. IX. 1986, SMNS 11224), deren Pleopoden-Exopodite Respirationsareale aufweisen, die denjenigen von *N. ziegleri* n. sp. sehr ähnlich sind. Die Pigmentlosigkeit dieser Tiere sowie morfologische Unterschiede weisen jedoch darauf hin, daß es sich hierbei um eine weitere, noch nicht beschriebene Art handelt.

2. Die griechischen *Nagurus*-Arten

2.1. *Nagurus aegaeus* Schmalfuss, 1977

Lucasius pallidus (non Budde-Lund, 1885): Schmalfuss 1972 b: 592, Abb. 59–61.
Nagurus aegaeus: Schmalfuss 1977: 359, Abb. 1–20; 1979: 30; 1983: 383, Abb. 39–41.

Untersuchtes Material

3 adulte ♀♀ ohne Marsupium und ein halbwüchsiges ♀ (Paratypen), Südost-Ägäis, Insel Karpathos, zwischen Spoa und Olimpos, Quelle in Macchien-Vegetation, Flysch, leg. Schmalfuss 10. IV. 1967 (Paratypen, SMNS T13). – 4 ♂♂, 2 ♀♀ ohne Marsupium, Insel Karpathos, Mertonas, Quelle unter Bäumen, leg. Schmalfuss 13. IV. 1982 (SMNS 1477, Schmalfuss 1983). – 1 ♀ ohne Marsupium, Insel Karpathos, Doline zwischen Mertonas und Spoa, Kiefernwald, leg. Schmalfuss 14. IV. 1982 (SMNS 1478).

Der Holotypus (♂, 6 mm lang) und 10 weitere Paratypen (♀♀ ohne Marsupium) befinden sich im Senckenberg-Museum Frankfurt/Main. Außer diesem hier genannten Material wurden bisher keine weiteren gesicherten Funde dieser Art publiziert. Von den Ägäis-Inseln Kreta und Andhros liegen ♀♀ vor, deren Artzugehörigkeit erst nach dem Auffinden von ♂♂ geklärt werden kann (siehe Kap. 2.4.: *Nagurus* sp.).

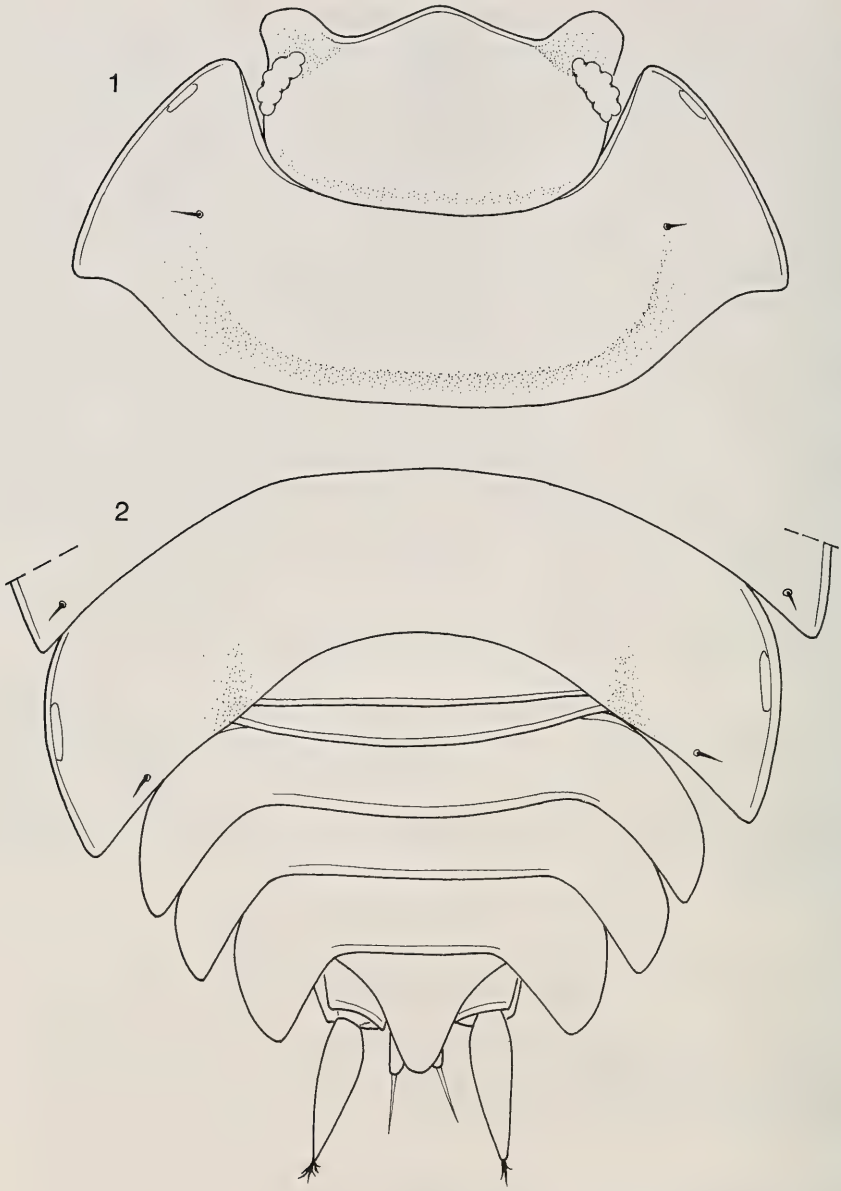


Abb. 1–2. *Nagurus aegaeus*, ♂, 6 mm lang (SMNS 1477). – 1. Kopf und Pereion-Tergit I; – 2. Pereion-Tergit VII und Pleon.

Verbreitung (Fundorte kartiert auf Abb. 63)

Als gesichert kann nur das Vorkommen auf der südostägäischen Insel Karpathos gelten. Die Funde von ♀♀, die möglicherweise zu *N. aegaeus* gehören (siehe *Nagurus* sp.), lassen die Vermutung zu, daß die Art vielleicht eine weitere Verbreitung auf den südägäischen Inseln besitzt.

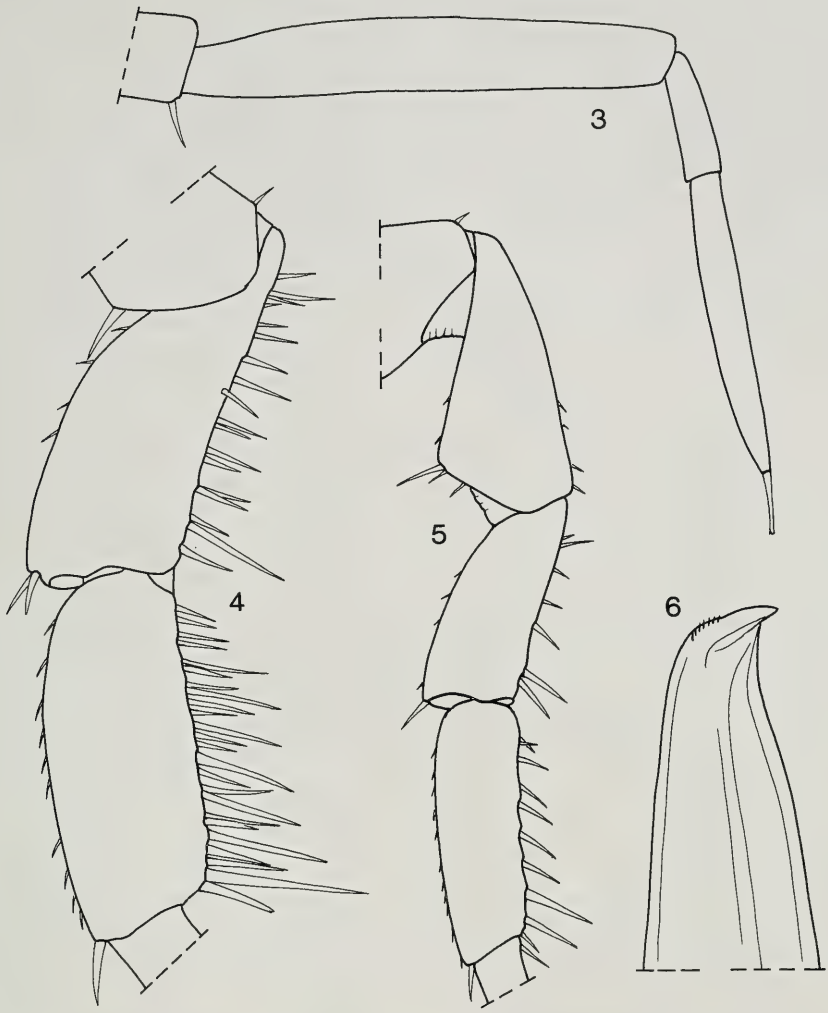


Abb. 3–6. *Nagurus aegaeus*, ♂ wie Abb. 1. – 3. Distaler Teil der Antenne; – 4. Carpus und Merus von Pereiopod I; – 5. Pereiopod VII; – 6. Pleopoden-Endopodit I, Apex.

Daten zur Ökologie und Fortpflanzungsbiologie

Auf Karpathos wurden, mit Ausnahme eines einzelnen Exemplars, alle Funde im Quellbereich von Bächen gemacht, wo sich die Tiere unter feuchtem Fallaub, zum Beispiel von *Platanus orientalis*, aufhielten. Bei den betreffenden Quellen handelt es sich wahrscheinlich um Wasserstellen, die auch im Sommer und Herbst nicht versiegen. Bei einem zweimaligen Besuch der Nachbarinsel Kasos im Frühjahr 1982 und 1983 habe ich die Art trotz gezielter Nachsuche nicht gefunden. Entsprechende ganzjährige Quellbereiche wurden auf Kasos nicht angetroffen.

Die Tatsache, daß keines der gesammelten ♀♀ ein Marsupium aufweist (alle Funddaten Mitte April), läßt den Schluß zu, daß die Fortpflanzungsperiode im Gegensatz zu den anderen griechischen *Nagurus*-Arten (und den meisten mediter-

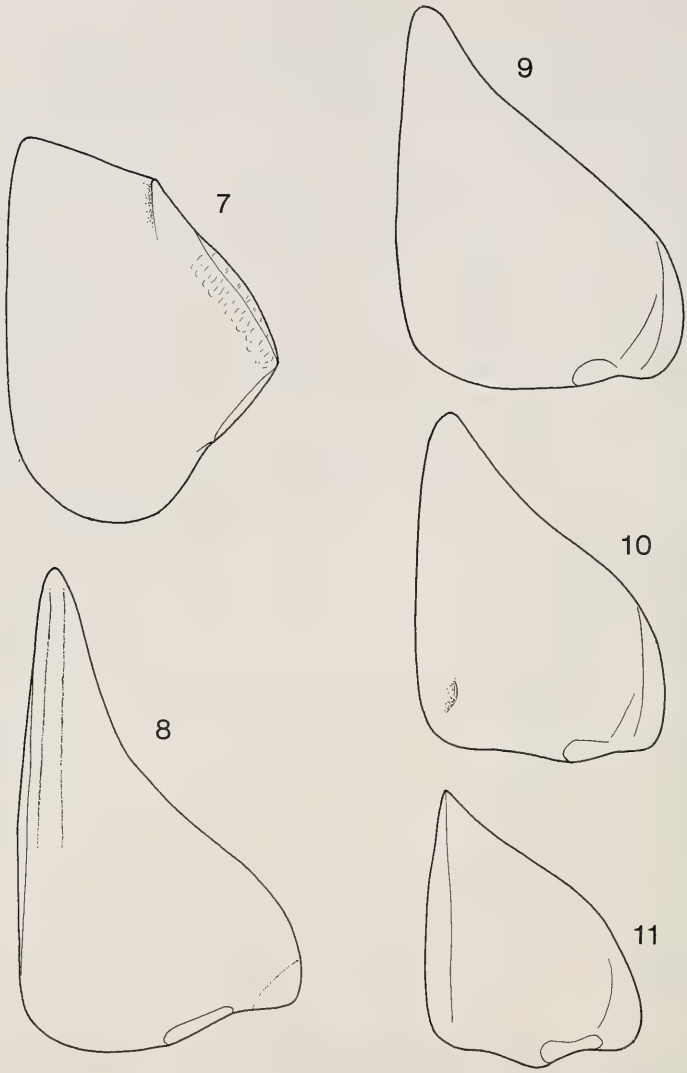


Abb. 7–11. *Nagurus aegaeus*, ♂ wie Abb. 1, Pleopoden-Exopodite I–V.

ranen Landisopoden) nicht im Frühjahr stattfindet, sondern im Sommer, Herbst oder Winter. Dies mag seine Ursache in der Besiedlung ganzjähriger Feuchtbiotope haben.

Beschreibung

Körpermaße: ♂ maximal 6 x 3 mm, ♀ maximal 8 x 3.5 mm.

Färbung: Braun-gelblich ohne auffallende Kontraste, heller als die beiden anderen hier behandelten Arten.

Kutikularstrukturen: Tergite leicht gehöckert, mit dachziegelartigen Schuppen und „zweibeinigen" Schuppenborsten (REM-Aufnahmen bei SCHMALFUSS 1977).

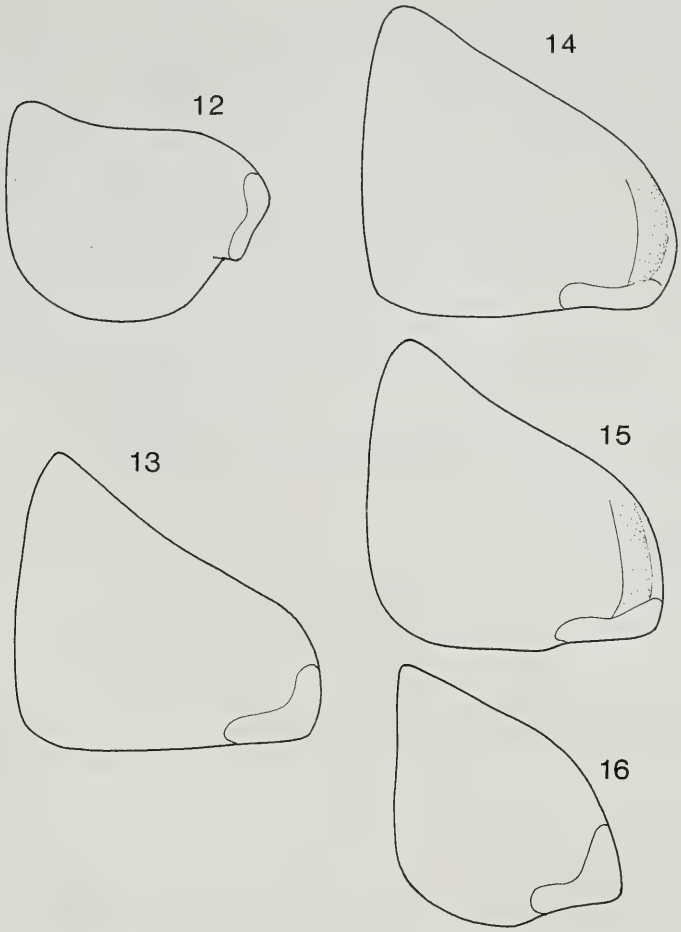


Abb. 12–16. *Nagurus aegaeus*, ♀, 6 mm lang (SMNS 1477), Pleopoden-Exopodite I–V.

Kopf mit wohlentwickelten Seitenlappen und winkelig vorgezogener Stirnmitte, diese auch bei den ♀♀ ohne Einkerbung (Abb. 1). Augen mit 9–10 Ommatidien. Pereion-Epimer I hinten kräftig konkav ausgebuchtet (Abb. 1). Pereion-Epimeren mit länglichen Drüsenporenfeldern, die direkt am Seitenrand liegen (Abb. 1–2, bei SCHMALFUSS 1977: 362, Abb. 14 sind die Drüsenporenfelder nicht exakt abgebildet). Noduli laterales auf den Epimeren II–VII ungefähr gleich weit vom Seitenrand entfernt, nur am Epimer I etwas weiter nach medial gerückt (SCHMALFUSS 1977: 362, Abb. 14). Pleon-Tergite III–V mit wohlentwickelten Epimeren (Abb. 2). Telson mit bogig eingebuchteten Seiten und gerundeter Spitze (Abb. 2). Endglied der Antennengeißel ungefähr dreimal so lang wie Grundglied (Abb. 3). Letztes Glied des Antennenstammes beim ♂ nicht verdickt, im Gegensatz zu den beiden anderen hier behandelten Arten. Pereiopod I ♂ mit Bürste am Carpus (Abb. 4), Pereiopod VII ♂ ohne geschlechtspezifische Auszeichnungen (Abb. 5).

Pleopoden nur am männlichen Exopodit I mit einem schmalen Respirationsfeld (Abb. 7), sonst ohne lichtmikroskopisch erkennbare Luftatmungsorgane

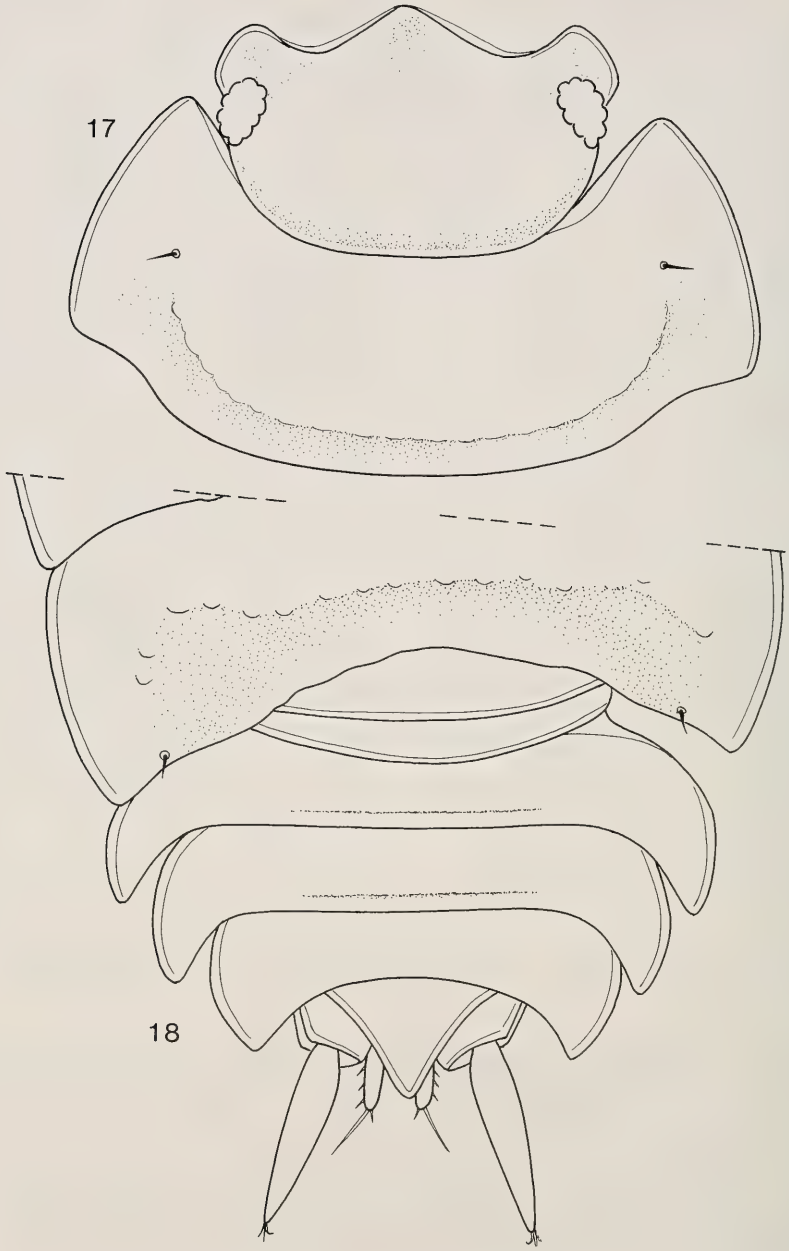


Abb. 17–18. *Nagurus rhodiensis*, ♂, 5.5 mm lang (Simi, SMNS 1377). – 17. Kopf und Pereion-Tergit I; – 18. Pereion-Tergit VII und Pleon.

(Abb. 8–16). Exopodit I ♂ distal schräg abgestutzt, laterodistal mit einem durch eine Rinne abgesetzten Wulst, dessen Spitze aber den distalen Rand des Exopoditen nicht überragt wie bei den anderen beiden Arten (Abb. 7). Spitze des Endopoditen I ♂ siehe Abb. 6. Das Fehlen der gattungsdiagnostischen Respirationsorgane an den

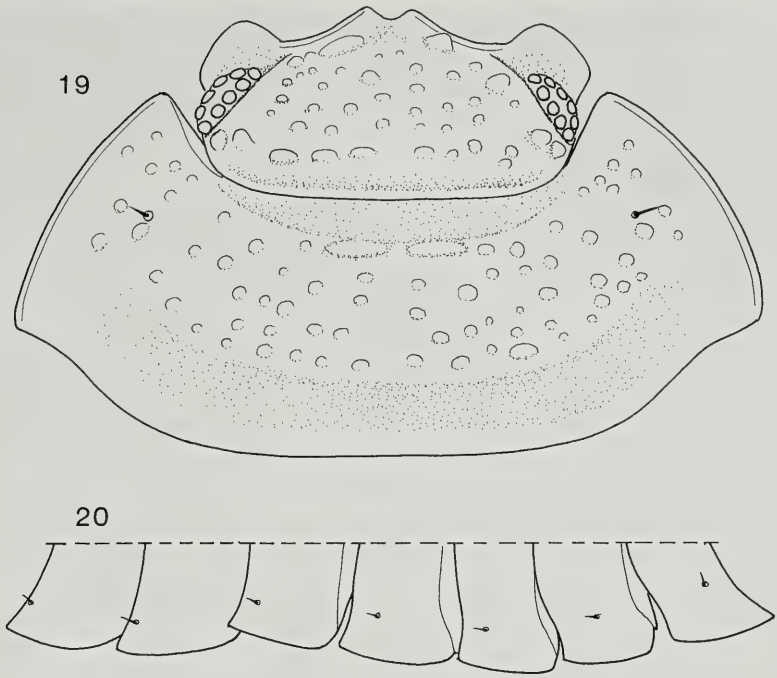


Abb. 19–20. *Nagurus rhodiensis* (Simi, SMNS 1377). – 19. ♀, 6.5 mm lang, Kopf und Pereion-Tergit I; – 20. ♂, 5.5 mm lang, Pereion-Epimeren mit Noduli laterales.

Pleopoden-Exopoditen, die bei *N. rhodiensis* (siehe 2.2.) und *N. ziegleri* n. sp. (2.3.) wohlentwickelt sind, muß als artspezifisches Reduktionsmerkmal gewertet werden. Möglicherweise steht es im Zusammenhang mit der Besiedlung ganzjähriger Feuchtbiotope.

Uropoden siehe Abb. 2, kein Sexualdimorfismus.

2.2. *Nagurus rhodiensis* (Arcangeli, 1934)

? *Lucasius orientalis* non Dollfus, 1905: Arcangeli 1914: 12;
Strouhal 1929 a: 84 (partim); 1937 g: 225 (partim).
Nagara rhodiensis: Arcangeli 1934: 47, Abb. 1–7.
Nagurus rhodiensis: Vandel 1955: 496; 1965: 822;
Arcangeli 1963: 6, 14 (partim);
Strouhal 1968: 317;
Schmalfuss 1972 b: 593, Abb. 62–69; 1979: 31.

Untersuchtes Material

1 ♂, 12 ♀♀ mit Marsupium, Insel Rodos, oberhalb Stadt Rodos, leg. Schmalfuss 28. III. 1967 (SMNS 1414, Schmalfuss 1972 b). – 1 ♀ mit Marsupium, Insel Rodos, Profitis Ilias, offener Kiefernwald, leg. Pauli & Schmalfuss 23. IV. 1981 (SMNS 1389). – 1 ♂, 9 ♀♀ mit Marsupium, Insel Simi N Rodos, Kulturland und Phrygana, leg. Pauli & Schmalfuss 12.–14. IV. 1981 (SMNS 1377). – 1 ♂, 2 ♀♀ mit Marsupium, Insel Nimos N Simi, Phrygana, leg. Pauli & Schmalfuss 15. IV. 1981 (SMNS 1382).

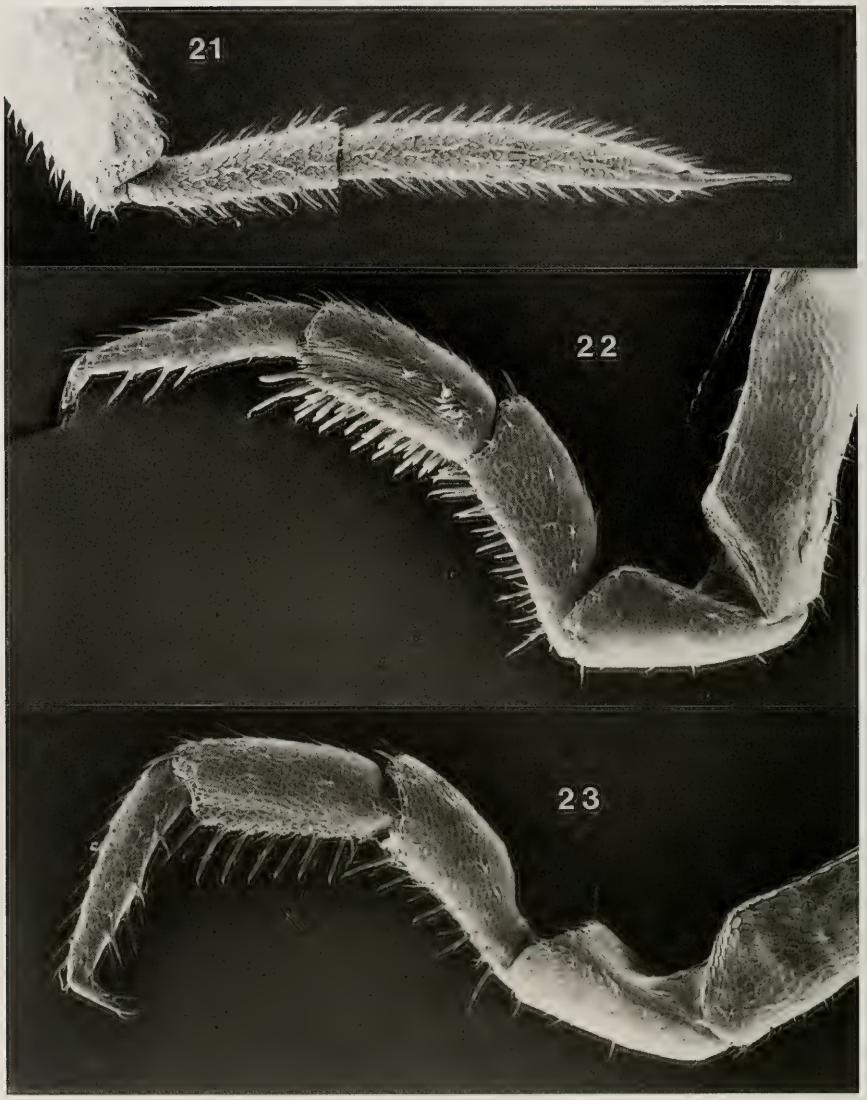


Abb. 21–23. *Nagurus rhodiensis* (Simi, SMNS 1377). – 21. ♀, Antennengeißel; – 22.–23. ♂, 5.5 mm lang, Pereiopod I von frontal und von kaudal.

Weitere Nachweise

Insel Rodos: Ayios Isidhoros (Arcangeli 1914 als *Lucasius orientalis*); „Marizza" und Umgebung der Stadt Rodos (Arcangeli 1934).

Verbreitung (Fundort kartiert auf Abb. 63)

Bekannt von den drei südostägäischen Inseln Rodos, Simi und Nimos. Es ist anzunehmen, daß die Art auch auf dem angrenzenden türkischen Festland vorkommt.

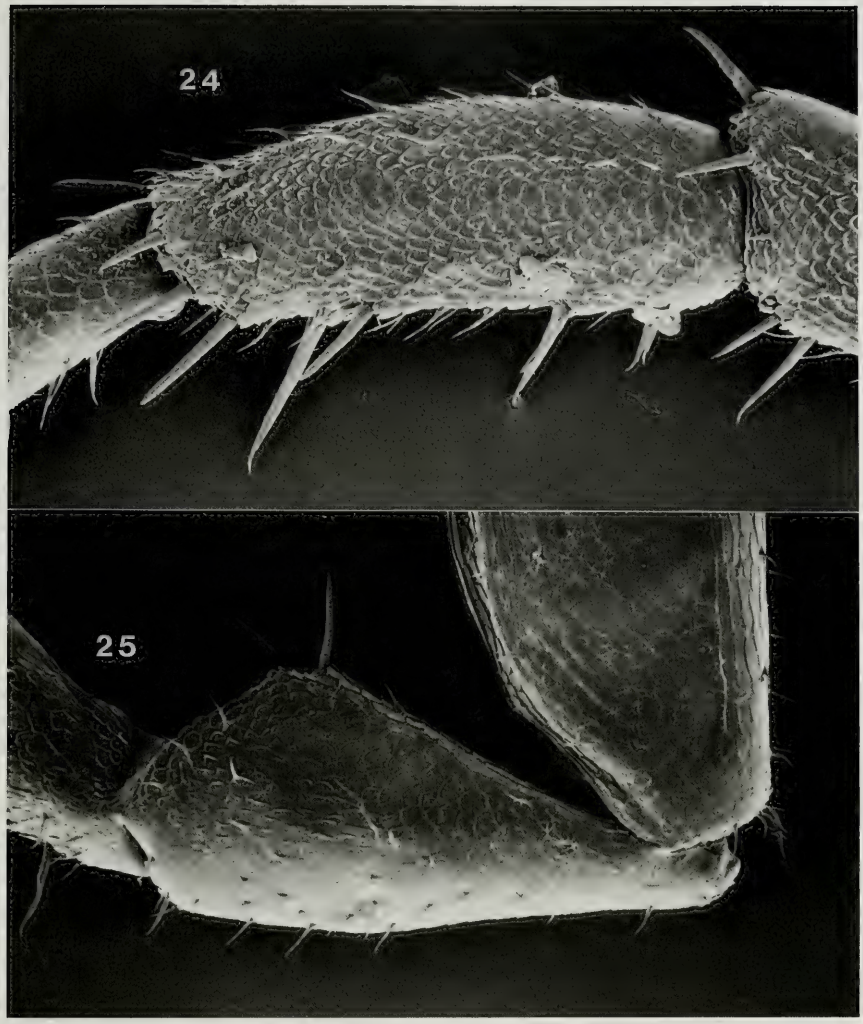


Abb. 24–25. *Nagurus rhodiensis*, ♂ wie Abb. 22, Carpus VII und Ischium VII.

Taxonomie

Die Art wurde zunächst von Arcangeli (1914) mit Fragezeichen als *Lucasius orientalis* Dollfus, 1905 publiziert. *Lucasius orientalis* wurde von Zypern beschrieben und wird heute zur Gattung *Agabiformius* gestellt. Nachdem Arcangeli ein von Dollfus determiniertes Exemplar von „*Lucasius*" *orientalis* von Zypern untersucht hatte und ihm neues Material von Rodos vorlag, beschrieb er 1934 die Tiere von Rodos als *Nagara rhodiensis* n. sp. In einer Revision der Gattung *Nagurus* behandelt Arcangeli (1963) irrtümlicherweise *Lucasius orientalis* Dollfus, 1905 als Synonym von *Nagurus rhodiensis* Arcangeli, 1934) und führt für die letztere Art auch die zypriotischen Fundorte von *Lucasius orientalis* auf. *Nagurus rhodiensis* ist von Zypern nicht bekannt, sie wird dort offenbar von einer weiteren *Nagurus*-Art, *N. carinatus* (Dollfus, 1905) vertreten.

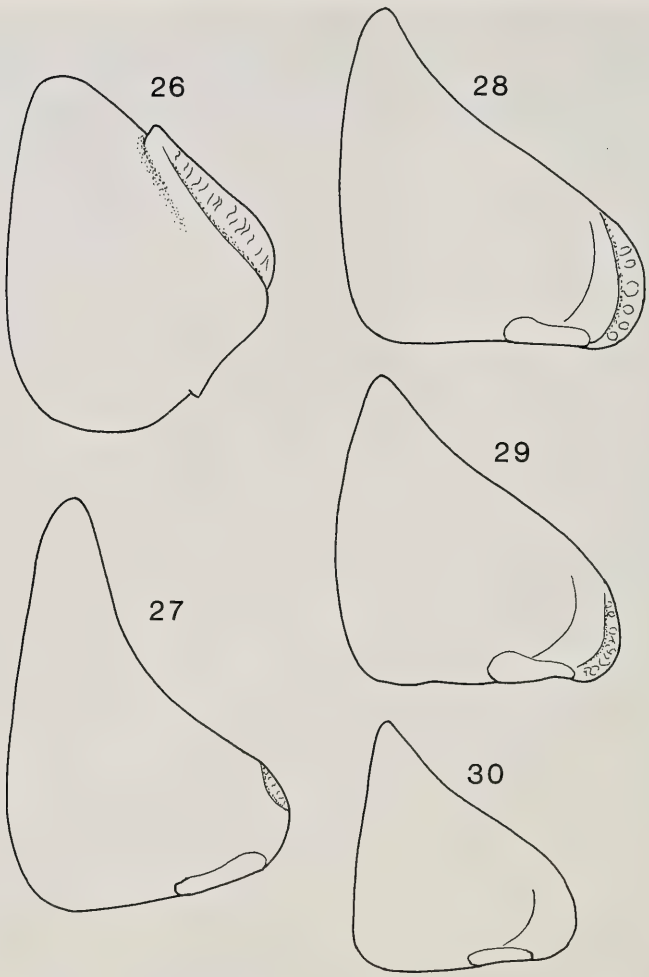


Abb. 26–30. *Nagurus rhodiensis*, ♂ wie Abb. 17, Pleopoden-Exopodite I–V.

Daten zur Ökologie und Fortpflanzungsbiologie

N. rhodiensis wurde in Phrygana-, Macchie- und Kiefernwald-Biotopen gefunden. Die Art ist offenbar nicht wie *N. aegaeus* an die unmittelbare Umgebung von Fließwasser gebunden.

Alle hier untersuchten ♀♀ wurden zwischen Ende März und Mitte April gesammelt und tragen sämtlich Eier oder Embryonen im Marsupium. Die Hauptfortpflanzungszeit scheint also im Frühjahr zu liegen. Ein 9 mm langes ♀ von Rodos trug 71 Embryonen (Schmalfuss 1972 b: 594). Die von mir seinerzeit (1972 b) aufgrund der teilweise maskulinisierten Pleopoden der ♀♀ geäußerte Vermutung, es handle sich bei den Tieren dieser Art um Zwitter, ist eher unwahrscheinlich. Auch die Annahme einer parthenogenetischen Fortpflanzung, wie sie von Arcangeli (1934: 51) geäußert wurde, ist im Lichte der hier untersuchten Aufsammlungen sicher nicht zutreffend.

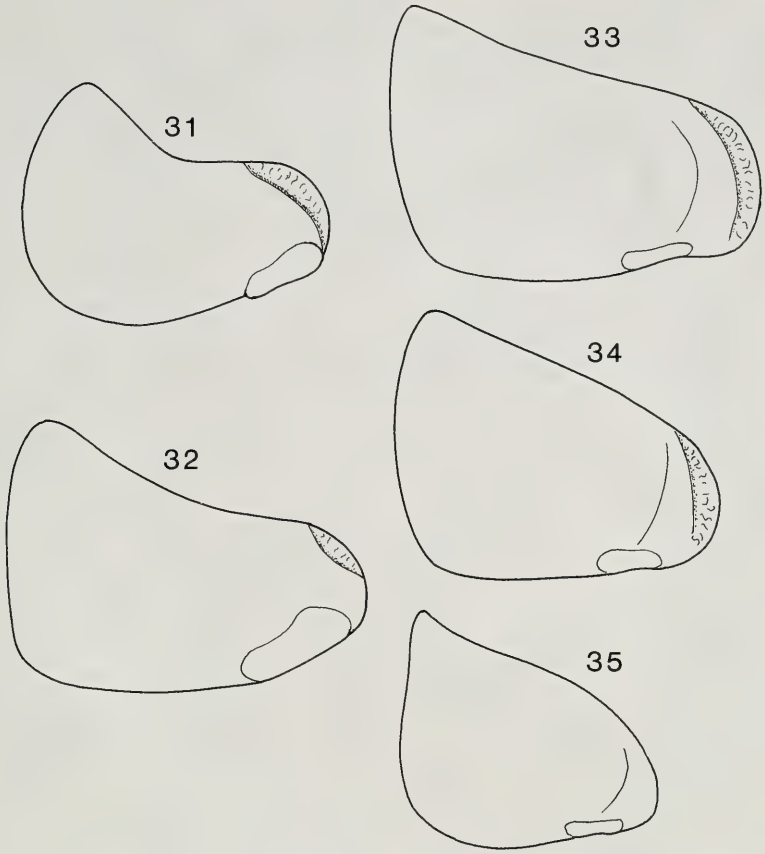


Abb. 31–35. *Nagurus rhodiensis*, ♀, 7 mm lang (Simi, SMNS 1377), Pleopoden-Exopodite I–V.

Beschreibung

Körpermaße: ♂ maximal 6 mm lang, ♀ maximal 9 mm lang.

Färbung: Tergite violettbraun mit den üblichen hellen Muskelflecken. Eine mediane Fleckenreihe bildet einen auffälligen Längsstrich. ♀♀ mit aufgehellten Tergit-Rändern und großen hellen Flecken an der Basis der Pereion-Epimeren, auf den Pleon-Epimeren mit je einer lateralen Fleckenreihe, so daß das Pleon dreigestreift erscheint. ♂♂ dunkler, Flecken weniger auffällig.

Kutikularstrukturen: Tergite mit kleinen Höckern besetzt, diese sind bei den adulten ♀♀ sehr viel ausgeprägter als bei den ♂♂ (Abb. 19).

Kopf mit wohlentwickelten Seitenlappen, die Stirnmitte ist vorgezogen und überragt die Seitenlappen geringfügig. Bei den ♀♀ ist die Stirnmitte deutlich eingekerbt (Abb. 19), bei den ♂♂ fehlt diese Einkerbung oder ist nur ganz leicht angedeutet (Abb. 17). Augen größer als bei *N. aegaeus*, mit circa 17 Ommatidien. Pereion-Epimer I hinten ausgebuchtet, die Hinterecke nicht so spitz ausgezogen wie bei *N. aegaeus* (Abb. 17). Noduli laterales ungefähr in derselben Position wie bei *N. aegaeus*, am Epimer I weiter vom Seitenrand entfernt als auf den übrigen Epimeren (Abb. 20). Epimerendrüsen viel kleiner und unauffälliger als bei *N. aegaeus*.

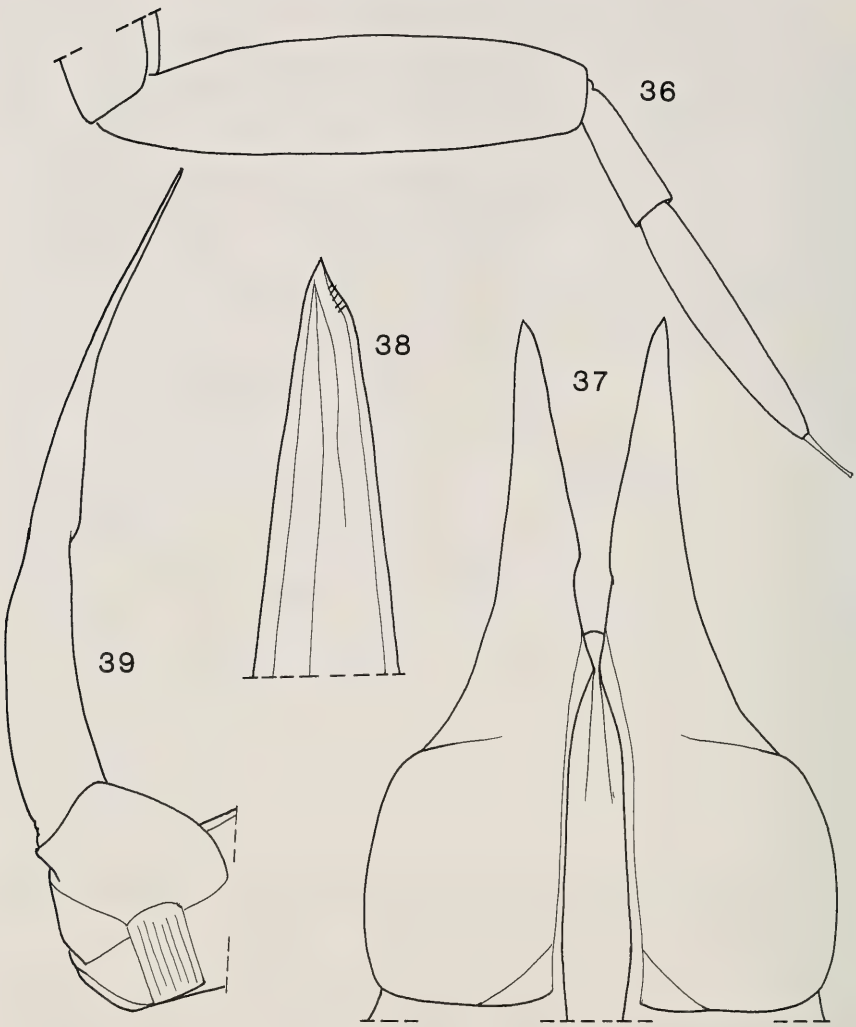
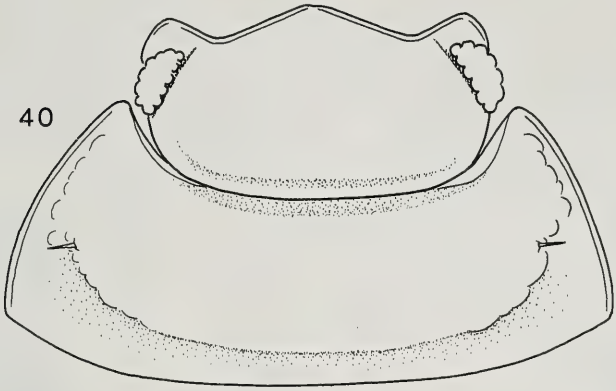


Abb. 36–39. *Nagurus rhodiensis*, ♂ wie Abb. 17. – 36. Distaler Teil der Antenne; – 37. Pleopoden-Endopodite I; – 38. Apex des Pleopoden-Endopoditen I; – 39. Pleopoden-Endopodit II.

Pleon siehe Abb. 18. Telson mit leicht gerundeten Seiten und spitz gerundetem Ende (Abb. 18).

Endglied der Antennengeißel zweimal so lang wie das Grundglied (Abb. 21, 36), letztes Stammglied beim ♂ verdickt (Abb. 36). Pereiopod I ♂ mit Bürsten am Carpus (Abb. 22–23), Pereiopod VII ♂ mit leicht erweitertem Carpus, Ischium ohne spezifische Auszeichnungen (Abb. 24–25).

Pleopoden-Exopodite I–IV mit Respirationsfeld, dieses fehlt am Exopodit V und ist am Exopodit II auffallend verkleinert (Abb. 26–35). Exopodit I ♂ mit abgerundetem Hinterende, am medialen Ende des Respirationsfeldes mit vorstehender Spitze (Abb. 26). Endopodite I ♂ und II ♂ siehe Abb. 37–39. Die Mehrzahl der ovigeren ♀♀ von Rodos zeigt männlich ausgeprägte Pleopoden-Endopodite I und besitzt



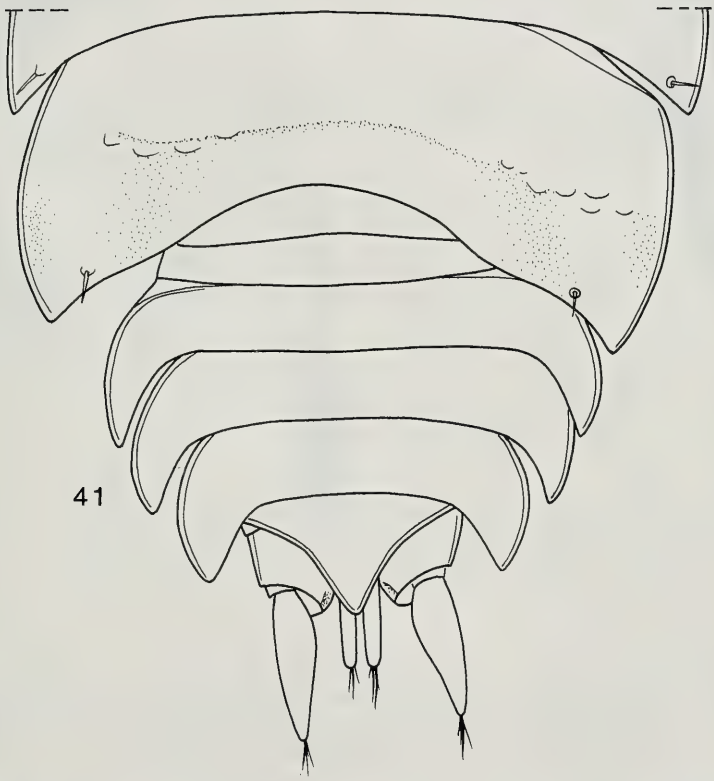


Abb. 40–41. *Nagurus ziegleri* n. sp., ♂, Holotyp. – 40. Kopf und Pereion-Tergit I; – 41. Pereion-Tergit VII und Pleon.

einen Genitalkegel (Schmalfuss 1972 b: 594, Abb. 66–67). Ich hatte seinerzeit die Vermutung geäußert, daß es sich hierbei um proterandrische Zwitter handelt. Inwieweit diese Vermutung zutrifft, läßt sich auch heute noch nicht entscheiden. Solche Verhältnisse finden sich auch bei anderen Landisopoden, unter anderem auch bei dem unten beschriebenen *Nagurus ziegleri* n. sp.

Uropoden-Exopodit ungefähr doppelt so lang wie das Telson (Abb. 18).

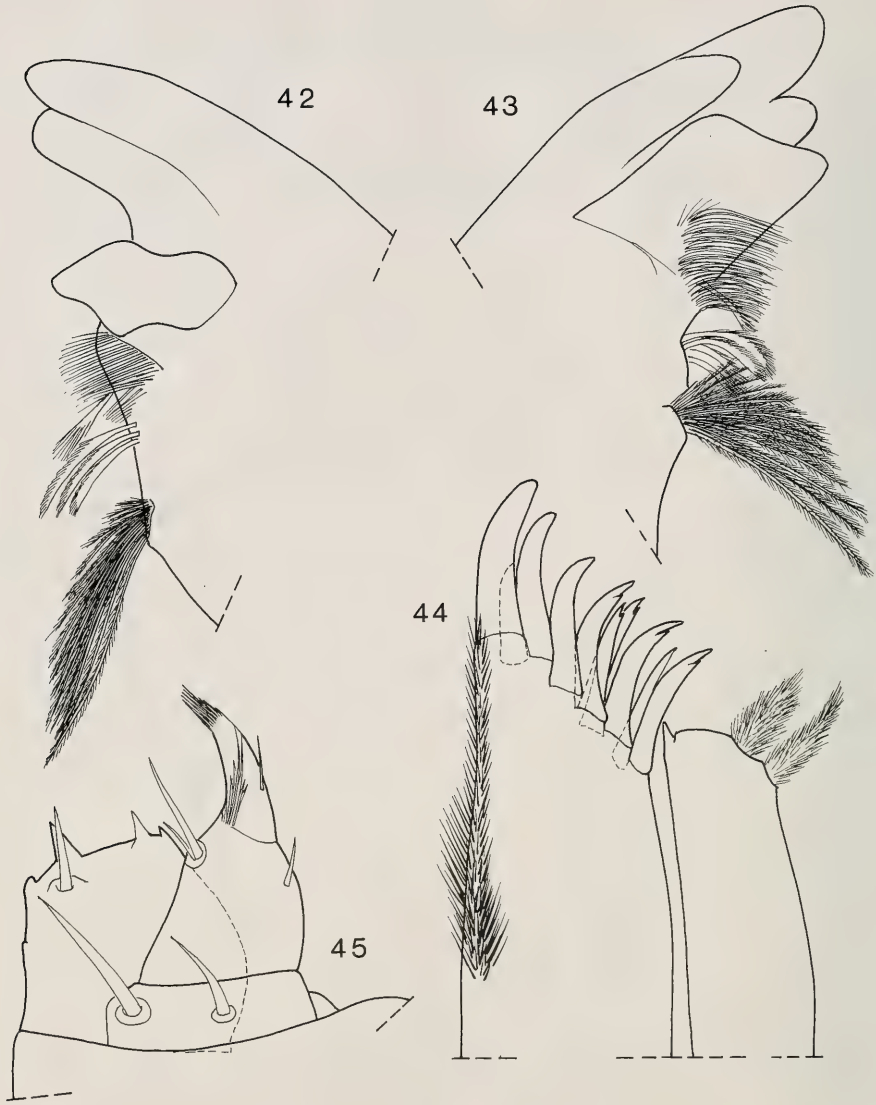


Abb. 42–45. *Nagurus ziegleri* n. sp., ♀, 9.5 mm lang (SMNS T325). – 42. Distaler Teil der rechten Mandibel; – 43. Distaler Teil der linken Mandibel; – 44. Distaler Teil der Maxille I (rechts Endit, links Exit); – 45. Distaler Teil des Maxillipeden.

2.3. *Nagurus ziegleri* n. sp.

Holotypus: Männchen, 6.6 x 2.7 mm, 22. I. 1993, geschlüpft Mai-Juli 1992 (also 7–9 Monate alt), Labornachzucht von ogiveren ♀♀, leg. Schmalfuss 2. V. 1992 auf der griechischen Insel Kastellorizo 130 km E Rodos, Felshang oberhalb des Hafenortes (SMNS T323).

Paratypen: 9 ♀♀ mit Marsupium, Griechenland, Insel Kastellorizo, Felshang oberhalb des Hafenortes, leg. Schmalfuss 2. V. 1992 (SMNS T324). – 4 ♂♂, 6 ♀♀, davon eines mit Marsupium, adult (♀♀ 9.5 mm lang), 7–9 Monate alt, sonstige Daten wie Holotyp (SMNS T325). – 1 juv. ♂, ± 2 Monate alt, 24. VII. 1992, geschlüpft circa 20. V. 1992, sonstige Daten wie Holotyp (SMNS T326). – 1 ♀ mit Marsupium, gefangen auf Kastellorizo 2. V. 1992, im

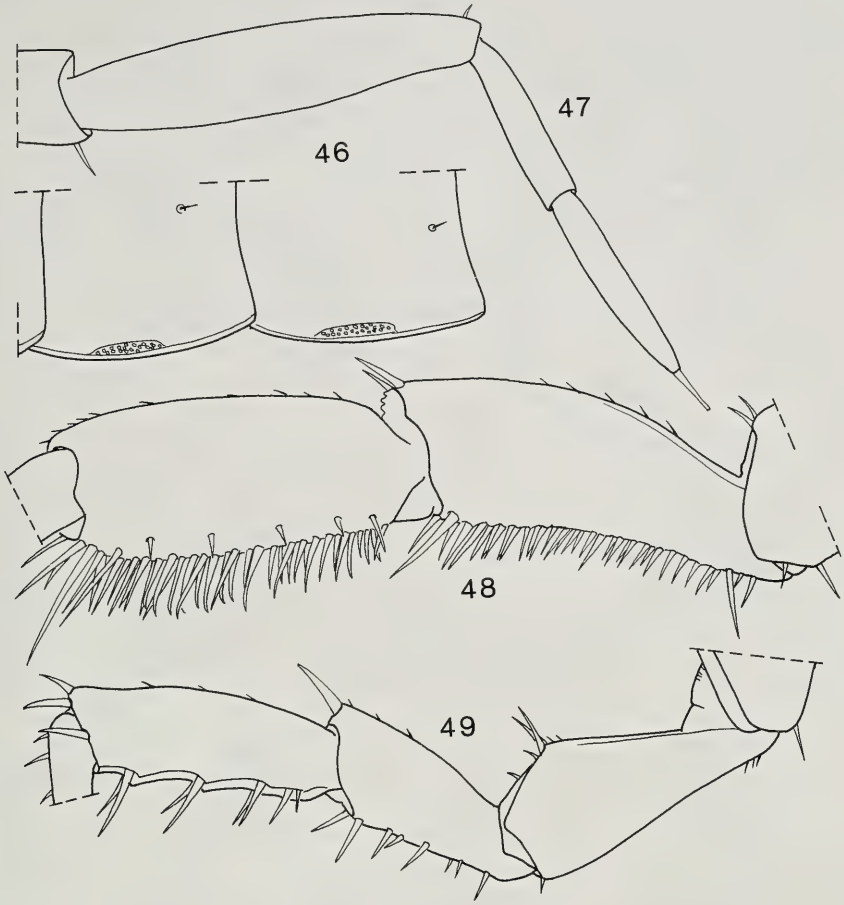


Abb. 46–49. *Nagurus ziegleri* n. sp., ♂, Holotyp. – 46. Pereion-Epimeren IV und V; – 47. Distaler Teil der Antenne; – 48. Carpus und Merus von Pereiopod I; – 49. Pereiopod VII.

Labor gehalten bis 21. VIII. 1992 (SMNS T327). – 67 juv. (♂♂, ♀♀ und „Intersexe", siehe unten), 21. VIII. 1992, maximal 3 Monate alt, sonstige Daten wie Holotyp (SMNS T328).

Verbreitung (Fundorte siehe Karte Abb. 63)

Bisher nur vom Typenfundort, der östlichsten griechischen Insel Kastellorizo 130 km E Rodos bekannt. Katellorizo liegt 1.6 km vom türkischen Festland entfernt. Es ist anzunehmen, daß die Art auch dort vorkommt.

Daten zur Ökologie und Fortpflanzungsbiologie

Die Tiere wurden an einem nordexponierten felsigen Steilhang mit Macchien-Vegetation gefunden (Näheres zur Vegetation siehe SCHMALFUSS 1993: 14). Sie saßen am Fuße der Felsabsätze unter Steinen. Unter vielen Steinen fanden sie sich in Gesellschaft von *Orthometopon scheuerni* Schmalfuss, 1993. Die im Labor gehal-

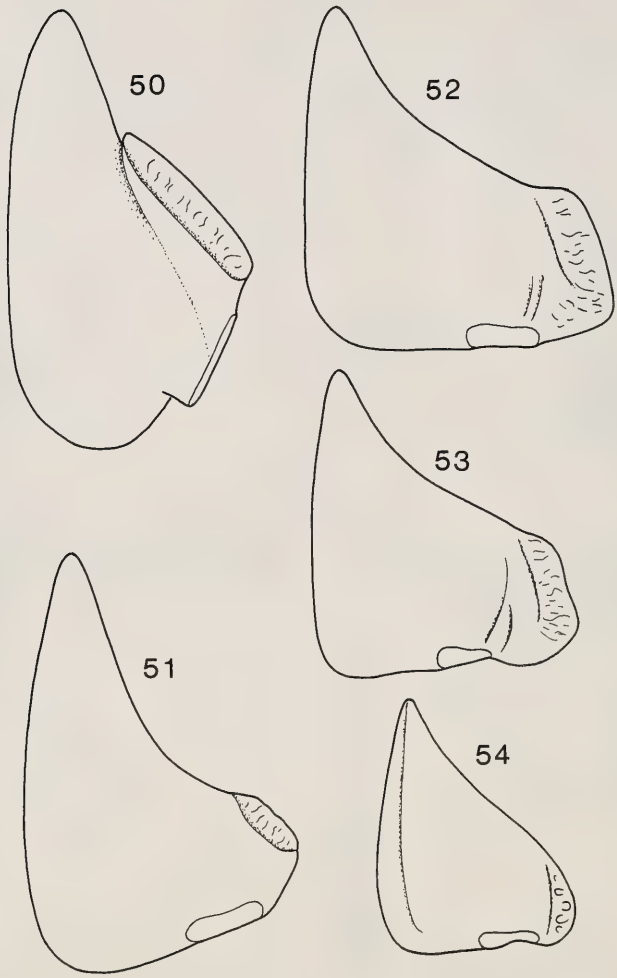


Abb. 50–54. *Nagurus ziegleri* n. sp., ♂, Holotyp, Pleopoden-Exopodite I–V.

tenen und gezüchteten Tiere wurden in einem mit Grobsand ausgelegten Glasterrarium gehalten, das mit Kalksteinen, Fallaub und Moos bestückt war. Als Nahrung wurden neben dem Fallaub noch Karotten- und Kartoffelstücke gereicht. Die Tiere hielten sich mit Vorliebe in völlig durchnäßten Moos- und Fallaub-Schichten auf.

Sämtliche Ende April und Anfang Mai im Biotop gesammelten und beobachteten Tiere waren ovigere ♀♀. Da das Geschlechter-Verhältnis der im Labor aufgezogenen Tiere ungefähr 1 : 1 ist, kann angenommen werden, daß die Tiere einjährig sind. Die ♂♂ sterben im zeitigen Frühjahr nach der Kopulation ab, die ♀♀ nach dem Austragen der Bruten zu Beginn der sommerlichen Trockenperiode.

Das größte der am locus typicus gesammelten ♀♀ (10 mm lang) hatte 38 Embryonen im Marsupium, das kleinste dieser ♀♀ (7 mm lang) trug 29 Embryonen.

Zwei ovigere ♀♀ wurden lebend mitgenommen und im Labor gehalten (siehe oben). Es wurden drei Würfe registriert, mit den ungefähren Schlüpfdaten 15. Mai, 20. Juli und 10. August. Danach trugen beide ♀♀ wieder Eier im Marsupium. Es

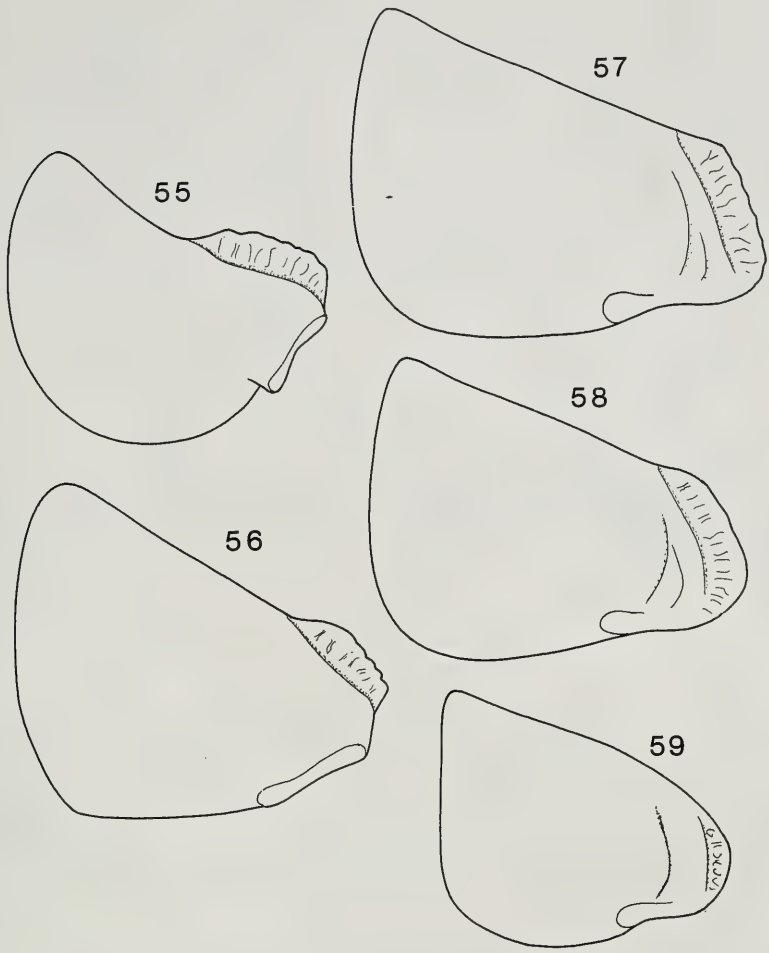


Abb. 55–59. *Nagurus ziegleri* n. sp., ♀, 9.7 mm lang (SMNS T325), Pleopoden-Exopodite I–V.

kann also angenommen werden, daß die ♀♀ unter günstigen Umständen bis zu 3 Würfe hintereinander austragen. In wieweit diese Labordaten auf das Freiland übertragen werden können, läßt sich hier nicht entscheiden.

Ein zwei- bis zweieinhalb Monate altes ♂ ist 5.5 mm lang, zeigt aber noch nicht die adulte Morfologie der Pleopoden (Abb. 60) und Pereiopoden. Die Masse der Jungtiere wurde einen Monat später konserviert. Bei den circa dreieinhalb Monate alten und 6 mm langen Tieren zeigen die ♂♂ schon die adulte Ausprägung des Pleopoden-Exopoditen I (Abb. 61). Wir können also annehmen, daß die ♂♂ nach circa 4 Monaten erwachsen sind, während die ♀♀, die bedeutend größer und kräftiger werden, noch eine Zeitlang weiterwachsen. 5 ♂♂ (darunter der Holotyp) und 6 ♀♀ (eines davon schon mit Eiern im Marsupium) wurden am 22. 1. 1993 konserviert, also im Alter von 7–9 Monaten und völlig ausgewachsen. Wiederum kann diese Entwicklung natürlich im Freiland unter anderen Umweltbedingungen eine gewisse Variabilität aufweisen.

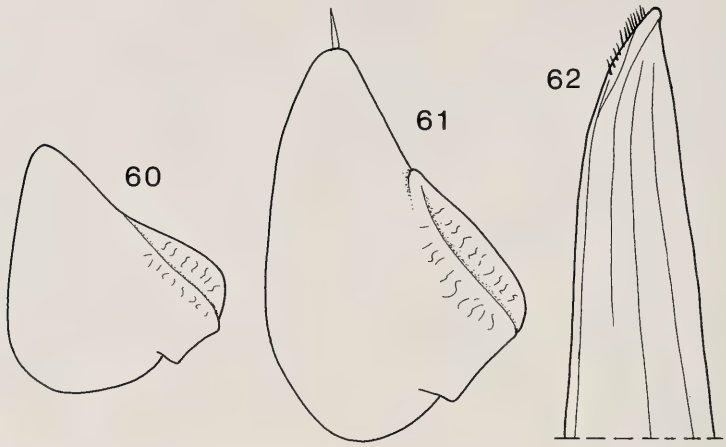


Abb. 60–62. *Nagurus ziegleri* n. sp. – 60. ♂, 5.5 mm lang, ca. zwei Monate alt, Pleopoden-Exopodit I; – 61. ♂, 6.0 mm lang, ca. 3 Monate alt, Pleopoden-Exopodit I (gleicher Maßstab wie Abb. 60). – 62. ♂, Holotyp, Spitze des Pleopoden-Endopoditen I.

Beschreibung

Körpermaße: ♂ maximal 6.6 x 2.7 mm (Labornachzucht, 7–9 Monate alt), ♀ maximal 10 x 3.7 mm, kleinstes ♀ mit Marsupium 7 x 3 mm.

Färbung: Topotypische ♀♀ hellbraun mit gelblichen Flecken und einer medianen hellen Linie, Färbung sehr ähnlich derjenigen von *N. rhodiensis*, jedoch Epimeren nicht aufgehellt. Die erwachsenen Nachzuchttiere sind in beiden Geschlechtern schwarzbraun, sehr viel dunkler als die im Biotop gesammelten ♀♀.

Kutikularstrukturen: Tergite unauffällig behöckert.

Oberkopf mit winkelig vorgezogener Stirnmitte, dies ungefähr so weit nach vorn reichend wie die Seitenlappen (Abb. 40). Die Stirnmitte auch bei den ♀♀ nicht oder nur andeutungsweise eingekerbt. Augen bei den adulten Tieren mit ± 20 Ommatidien. Pereion-Epimer I hinten völlig ohne Einbuchtung (im Gegensatz zu den beiden anderen hier behandelten Arten, Abb. 40). Porenfelder der Epimerendrüsen erkennbar, aber nicht sehr auffällig, schmal und langgezogen (Abb. 46). Noduli laterales in ähnlichen Positionen wie bei den anderen beiden griechischen Arten (Abb. 40, 41, 46). Telson mit abgerundet winkelig eingebuchteten Seiten (Abb. 41).

Geißelglieder der Antenne gleichlang, letztes Stammglied beim ♂ verdickt (Abb. 47). Mandibeln, Maxille I und Maxilliped siehe Abb. 42–45. Carpus I und Merus I beim ♂ mit dichtem Borstenbesatz (Abb. 48). Pereiopod VII ♂ (Abb. 49) mit schwach angedeuteter Gratleiste am Carpus. Alle 5 Pleopoden-Exopodite mit wohlentwickelten „Faltenlungen" vom *Trachelipus*-Typ (Abb. 50–59). Exopodit I ♂ mit lang und spitz ausgezogenem Hinterlappen und einer durch eine Rinne abgesetzten, vorgezogenen Spitze des „Trachealfeldes" (Abb. 50). Spitze des Pleopoden-Endopoditen I ♂ siehe Abb. 62. Wie bei *N. rhodiensis* haben einige der adulten ♀♀ die Pleopoden-Endopodite in der männlichen Form ausgebildet.

Derivatio nominis: Die Art ist Herrn Prof. Dr. Bernhard Ziegler, dem Direktor des Staatlichen Museums für Naturkunde Stuttgart, gewidmet. Durch seine fortwährende wohl-

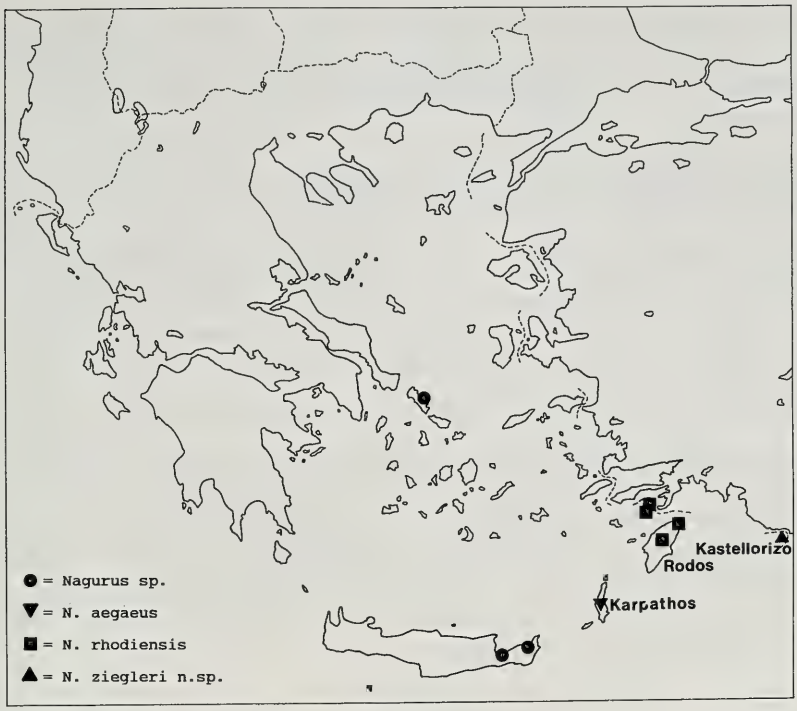


Abb. 63. Fundorte der behandelten Arten.

wollende Unterstützung wurden die hier vorliegende Publikationsserie über griechische Land-Isopoden und insbesondere die diesen Arbeiten zugrundeliegenden Sammelreisen ermöglicht.

2.4. *Nagurus* sp.

Nagurus sp.: SCHMALFUSS 1972 a: 49; 1975: 39.
Nagurus aegaeus ?: SCHMALFUSS 1979: 30.

Aus der Ägäis liegen 3 ♀♀ vor, deren Artzugehörigkeit erst nach dem Auffinden von ♂♂ entschieden werden kann:

1 ♀ mit Marsupium (5 mm lang), Ost-Kreta, Sitia, leg. PIEPER 11. III. 1966 (SMNS 1262). – 1 ♀ mit Marsupium (4.5 mm lang), Ost-Kreta, S Pakhia Ammos, Kiefernwald, leg. SCHMALFUSS 16. III. 1970 (SMNS 1238). – 1 ♀ ohne Marsupium (3.3 mm lang), Nord-Kykladen, Insel Andhros, Ort Andhros, leg. PIEPER & RUNZE 1. X. 1978 (SMNS 1895).

Die Tiere, die bei SCHMALFUSS (1979: 31) als „*Nagurus* nov. spec." gemeldet wurden, gehören nicht zur Gattung *Nagurus*.

3. Phylogenetische Beziehungen

Die Familie Trachelipodidae (= Trachelipidae) in ihrer bisherigen Definition ist kein monophyletisches Taxon. Die Gattungen um *Protracheoniscus* (beispielsweise *Orthometopon*, *Hemilepistus*) besitzen Pleopoden-Lungen vom *Porcellio*-Typ und sind möglicherweise mit der Familie Porcellionidae nächstverwandt. Dagegen zeichnen sich *Nagurus*, *Trachelipus*, *Porcellium* und einige weitere Gattungen durch Faltenlungen vom *Trachelipus*-Typ aus und bilden wahrscheinlich eine engere Ver-

wandtschaftsgruppe. Eine Aufteilung der bisherigen Familie Trachelipodidae ist jedoch erst sinnvoll, wenn weitere detaillierte Untersuchungen zusätzliche Argumente für die Verwandtschaftsbeziehungen der betreffenden Gattungen zutage gefördert haben.

Wie oben erwähnt, ist auch die Monophylie der Gattung *Nagurus* nicht gesichert. Möglicherweise sind die mediterranen Arten näher mit anderen europäisch-vorderasiatischen Gattungen wie zum Beispiel *Trachelipus* oder *Porcellium* verwandt als mit den indopazifischen *Nagurus*-Arten. Für ein Schwestergruppenverhältnis der hier behandelten *Nagurus*-Arten mit der Gattung *Trachelipus* spräche der nach medial verschobene Nodulus lateralis am Pereion-Epimer I. Um zu gesicherten Aussagen zu gelangen, sind auch hier weitere detaillierte Untersuchungen notwendig.

Wenn man die Morfologie des männlichen Pleopoden-Exopoditen I zugrunde legt, bilden die hier behandelten drei *Nagurus*-Arten eine Schwestergruppe zu *N. carinatus*, der einen plesiomorfen Exopoditen I besitzt (Vandel 1955: 494, Abb. 25 D). Dabei wird die Ausbildung einer Rinne am medialen Ende des Respirationsfeldes als Synapomorfie der drei griechischen Arten betrachtet. Von diesen drei Arten sind dann wiederum *N. rhodiensis* und *N. ziegleri* n. sp. nächstverwandt und die Schwestergruppe zu *N. aegaeus*. Als Synapomorfie von *N. rhodiensis* und *N. ziegleri* wird die Ausbildung einer vorgezogenen Spitze am medialen Ende des Respirationsfeldes gewertet. Eine solche Deutung steht auch mit der Verbreitung dieser vikariierenden Arten in Einklang.

4. Abkürzung und Dank

SMNS = Staatliches Museum für Naturkunde Stuttgart, + Nummer der Isopoden-Sammlung.

Für die Überlassung von *Nagurus*-Material, das dem SMNS übereignet wurde, danke ich A. Pauli (Illingen), Dr. H. Pieper (Kiel), Dr. W. Rähle (Tübingen) und O. Runze (Kiel). Die rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen wurden von S. Leidenroth (SMNS) angefertigt.

5. Literatur

Arcangeli, A. (1914): Escursioni zoologiche del Dr. Enrico Festa nell'Isola di Rodi. Isopodi. – Boll. Musei Zool. Anat. comp. R. Univ. Torino **28**: 1–22; Turin.

– (1934): Nuovi contributi alla conoscenza della fauna delle isole dell'Egeo. III. Isopodi terrestri. – Boll. Lab. Zool. gen. agr. **28**: 37–69; Portici.

– (1963): Precisazioni sopra il genere *Nagurus* Holthuis 1949 (= *Nagara* B. L. 1908). – Boll. Ist. Mus. Zool. Univ. Torino **6**: 5–20; Turin.

Budde-Lund, G. (1908): Isopoda von Madagaskar und Ostafrika mit Diagnosen verwandter Arten. – *In*: Voeltzkow, A.: Reise in Ostafrika in den Jahren 1903–1905. Wiss. Ergebn. **2**: 265–308 + Tafeln 12–18; Stuttgart.

Holthuis, L. (1949): The Isopoda and Tanaidacea of the Netherlands, including the description of a new species of *Limnoria*. – Zool. Meded., Leiden **30**: 163–190; Leiden.

Kwon, D. & Taiti, S. (1993): Terrestrial Isopoda from Southern China, Macao and Hong Kong. – Stuttgarter Beitr. Naturk. (Serie A) Nr. 490: 83 pp.; Stuttgart.

Radu, V. G. (1960): *Bifrontania feminina* n. g., n. sp. (izopod terestru) in fauna Republicii Populare Romine. – Anal. stiint. Univ. Iasi (N. S., Sect. 2) **6**: 695–700; Iasi.

Schmalfuss, H. (1972 a): Die Isopoden von Kreta. – Biol. gallohellenica **4**: 33–60; Athen.

– (1972 b): Die Isopoden der Inseln Rhodos und Karpathos (Südostägäis). – Zool. Jb. (Abt. Syst.) **99**: 561–609; Jena.

– (1975): Neues Isopoden-Material aus Griechenland. – Sber. öst. Akad. Wiss. (math.-nat. Kl., Abt. 1) **184**: 27–66; Wien.

– (1977): Eine neue *Nagurus*-Art aus der Süd-Ägäis. – Senckenberg. biol. **57**: 359–365; Frankfurt/Main.
– (1979): Revidierte Check-list der Landisopoden (Oniscoidea) Griechenlands. – Stuttgarter Beitr. Naturk. (Serie A) Nr. 331: 42 pp.; Stuttgart.
– (1983): Terrestrial isopods from Nepal. – Senckenberg. biol. **63**: 373–392; Frankfurt/Main.
– (1993): Die Land-Isopoden (Oniscidea) Griechenlands. 13. Beitrag: Gattung *Orthometopon* („Trachelipidae"). – Stuttgarter Beitr. Naturk. (Serie A) Nr. 498: 44 pp.; Stuttgart.
Souza-Kury, L. (1993): Trachelipodidae Strouhal, 1953 – correct spelling of Trachilipidae. – Crustaceana **65**: 111–112; Leiden.
Strouhal, H. (1929): Die Landisopoden des Balkans. 3. Beitrag: Südbalkan. – Z. wiss. Zool. **133**: 57–120; Leipzig.
– (1937): Isopodi terrestri Aegaei. – Acta Inst. Mus. Zool. Univ. athen. **1**: 198–262; Athen.
– (1968): Die Landisopoden der Insel Zypern. – Annln naturhist. Mus. Wien **72**: 299–387; Wien.
Taiti, S. & Manicastri, C. (1985): Istituzione del genere *Tritracheoniscus* per *Nagurus cerrutii* Vandel, 1958 della Sardegna. – Fragm. ent. **18**: 39–45; Rom.
Vandel, A. (1955): Mission Henri Coiffait au Liban (1951). 8. Isopodes terrestres. – Archs Zool. exp. gén. **91**: 455–531; Paris.
– (1965): La faune isopodique de l'île de Chypre. – Bull. Mus. natn. Hist. nat. Paris (2. Sér.) **36**: 818–830; Paris.

Anschrift des Verfassers:

Dr. Helmut Schmalfuss, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum am Löwentor), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde
Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart

SMITHSONIAN
DEC 0 1 1994
LIBRARIES

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 510	11 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Beobachtungen zur Entwicklung der Dasselfliege *Dermatobia hominis* (Diptera: Cuterebridae) im Selbstversuch

Observations on the Development of the Botfly *Dermatobia hominis* (Diptera: Cuterebridae) in Man

Von Fritz Dieterlen, Stuttgart

Mit 4 Abbildungen

Summary

A larva of *Dermatobia hominis* Linnaeus jr., 1781 parasitizing in the author's back was reared to pupation and emergence of the imago. The unusual long larval and pupal period is compared and discussed with the few exactly known records. For a better understanding further important facts on the reproductive biology of this remarkable botfly were reviewed from the literature.

Zusammenfassung

Eine im Rücken des Autors parasitierende Larve von *Dermatobia hominis* Linnaeus jr., 1781 wurde zum Schlüpfen des fertigen Insekts gebracht. Die für den Menschen hier ungewöhnlich lange Dauer dieser Entwicklungsstadien wird mit den wenigen, genauer bekannten Angaben verglichen und diskutiert. Zum besseren Verständnis wurden weitere wichtige Fakten über diese in ihrer Fortpflanzungsbiologie bemerkenswerten Insektenart aus der Literatur entnommen.

Inhalt

1. Einleitung 2
2. Biologie 2
2.1. Verbreitung und Habitat 2
2.2. Paarung und Eiablage 2
2.3. Übertragungsmechanismen und Befallsethologie 3
2.3.1. Überträger 3
2.3.2. Wirte 3
2.3.3. Befallsethologie und -diagnosen 3
2.4. Larvenentwicklung bis zum Schlüpfen 4

2.5. Puppenstadium und Schlüpfen der Imago 7
3. Heilung und Behandlungsmethoden 9
4. Diskussion 10
5. Danksagung 10
6. Literatur 10

1. Einleitung

Von den neotropischen Dasselfliegen-Arten der Gattung *Dermatobia* ist *hominis* die häufigste und bekannteste, da sie mit ihrer Larve nicht nur in Wildtieren und Haustieren, sondern auch im Menschen parasitiert und überdies ihre Biologie als einzigartig zu bezeichnen ist. In der Einführung zu der umfangreichen Bibliographie über *Dermatobia hominis* (375 Zitate, deren erstes von 1626 stammt) schreiben Guimarães & Papavero (1967): „The fascinating study of this insect attracted the attention of many entomologists and non-entomologists during the past three centuries; however, information is usually fragmentary, frequently contradictory. Some facts are frequently repeated, while many aspects were never satisfactorily investigated."

Anlaß zu der vorliegenden Arbeit war ein Regenwaldaufenthalt des Autors in Surinam im Jahr 1990, von dem er eine im Rücken parasitierende *Dermatobia*-Larve mitbrachte, die er dank günstiger Umstände vollends „austrug" und erfolgreich zur Verpuppung und zum Schlüpfen der Imago brachte.

2. Biologie[1])

2.1. Verbreitung und Habitat

Dermatobia hominis ist in Mittel- und Südamerika von Mexico bis Chile und Argentinien verbreitet. Waldhabitate werden offenen Lebensräumen vorgezogen. Da die Fliege gegen Hitze und Trockenheit empfindlich ist, bewohnt sie vor allem Wälder aller Art und deren Umgebung.

2.2. Paarung und Eiablage

Die Paarung findet bei Tag an erhöhten Plätzen statt. Zu diesem Zweck versammeln sich mehrere Männchen an markanten Stellen. Männchen und Weibchen kopulieren mehrere Male. Die Kopula kann wenige Minuten bis zu einigen Stunden dauern.

Die meisten Tiere sind zu dieser Zeit erst wenige Stunden alt, schlüpfen also fast geschlechtsreif aus der Puppe. Die Eientwicklung im Weibchen dauert aber offenbar länger (7 Tage), wenn die Paarung bald nach dem Schlüpfen stattfindet und kürzer (48 Std.), wenn das Weibchen sich zum Beispiel erst am 15. Lebenstag paart (Neiva & Florencio Gomes, 1917). Die mittlere Lebensdauer der Imago beträgt 8–9 Tage. Die Mundwerkzeuge sind verkümmert (Abb. 4), Nahrungsaufnahme findet nicht mehr statt.

Das Eiablageverhalten von *D. hominis* ist sehr bemerkenswert, da die Eier nicht auf dem Wirt, sondern auf anderen blutsaugenden Insekten abgelegt werden. Daher

[1]) Über Anatomie und Morphologie der Imago und der Entwicklungsstadien siehe ebenfalls die ausführlich kommentierte Bibliographie von Guimarães & Papavero (1967).

werden diese von *Dermatobia hominis* eingefangen und bei der Eiablage festgehalten. Erst durch diese Überträgerinsekten gelangen die Eier dann auf den Wirt.

Die Menge der vom Überträgerinsekt transportierten Eier ist unterschiedlich und liegt zwischen 6 und 30 Stück (NEIVA, 1910; TOWNSEND, 1915).

Nach der Eiablage kann das *Dermatobia*-Weibchen weitere Insekten einfangen und den Vorgang wiederholen, denn die Ovarien fassen bis zu 800 Eier. Jedenfalls können unter günstigen Umständen vom Weibchen mehrere hundert Eier auf die Überträger verteilt werden. Eine andere Übertragungsmethode nennt übrigens CURRAN (1939).

2.3. Übertragungsmechanismen und Befallsethologie

2.3.1. Überträger

Als Überträger kommen diejenigen Insekten-Arten infrage, die nach BATES (1943) folgende gemeinsame Eigenschaften haben: sie müssen zoo- oder anthrophil und tagaktiv sein, von mäßiger Körpergröße und ebensolcher Aktivität (zu schnelle Arten könnte *D. hominis* nicht fangen, zu langsame würden ihren Fangtrieb nicht stimulieren). 49 Überträgerarten haben GUIMARÃES & PAPAVERO (1967) aufgelistet zum Beispiel aus den Gattungen *Aedes*, *Anopheles*, *Psorophora* und *Mansonia*. Ferner scheinen Anthomyiidae (zum Beispiel *Fannia*-Arten) und Muscidae (beispielsweise *Musca*) bevorzugt zu werden.

2.3.2. Wirte

Dermatobia hominis ist – wie auch andere Arten der Gattung – durch ihre Überträger keineswegs exklusiv auf den Menschen eingestellt. Der Mensch ist nur ihr „prominentestes" Opfer. Die ursprünglichsten Wirte sind eher die Säugetiere und Vögel der neotropischen Fauna, von denen unter anderen Affen, Pumas, Jaguare, Agutis, Gürteltiere, Tukane und Ameisenvögel ermittelt wurden.

2.3.3. Befallsethologie und -diagnose

Ungefähr eine Woche nach der Eiablage auf dem Überträgerinsekt sind die Maden schlüpfbereit und können bei dessen Stechakt auf den Wirt übergehen – auslösender Reiz ist wohl die Wärme der Haut – und sich sogleich in dessen Haut einbohren, was 5–10 Minuten, aber auch anderthalb Stunden in Anspruch nehmen kann (DUNN, 1930). Auch das Eindringen durch den Stichkanal ist üblich.

Das Vordringen der 1,5 mm langen Larve bis in das subkutane Gewebe wird vom Wirt, jedenfalls vom Menschen, nicht wahrgenommen. Dort verbleibt sie und hat durch die Atemöffnungen an ihrem Hinterende Kontakt zur Außenwelt.

Befallsorte beim Menschen sind besonders die häufig unbedeckten Körperteile wie Gliedmaßen, Rücken und Kopf. Zu Komplikationen führen kann der Befall in der Nähe von Gelenken, am Ohr, an Augenlidern, Augen und Nase. Bei Rindern gelingt die Entwicklung am erfolgreichsten an Körperstellen, die das Wirtstier mit Maul und Zunge und durch Scheuern schlecht erreichen kann. Ein Individuum kann von Dutzenden, ja Hunderten von Dasselfliegenlarven befallen sein.

Auf der Haut des Menschen macht sich 24 Stunden später eine kleine rötliche Schwellung bemerkbar. Sie vergrößert sich langsam und beginnt zu jucken. Wenn noch kein Verdacht auf eine Myiasis besteht, kann sie längere Zeit als einfacher Furunkel angesehen werden.

Ich hatte mich am Ende der Regenzeit (vom 26. 7. bis 21. 8. 1990) am Kaboeri-Creek im überschwemmten Tiefland-Regenwald von West-Surinam aufgehalten und

war wie alle Expeditionsteilnehmer von unzähligen Insekten, besonders von Moskitos gestochen worden. Am 21. 8., dem Tag der Rückfahrt, hatte ich schon eine größere und zeitweise stark juckende Schwellung am Rücken (in Höhe der neunten Rippe, Abb. 1), die ich für einen entzündeten Bremsenstich hielt.

Wenn man Zustand und Größe der Schwellung am 21. 8. berücksichtigt, kann man den 14. 8. ± 3 Tage als mittleren Befallstermin ansehen. Dunn (1930) beschreibt nämlich bei seinem Selbstversuch mit *D. hominis* den 7. Tag nach Eindringen der Larven als in etwa meinem Zustand am 21. 8. entsprechend.

2.4. Larvenentwicklung bis zum Schlüpfen

Obgleich *Dermatobia*-Befall beim Menschen millionenfach auftritt, gibt es in der Literatur nur wenige Beschreibungen des gesamten Entwicklungsverlaufs. Der Grund dafür ist der, daß die Menschen sich die Larve entfernen lassen oder dieses selbst tun. Selbstversuche mit sechs in seinem Körper gleichzeitig parasitierenden Larven (zwei am rechten Bein und je zwei an den Unterarmen) hat der amerikanische Entomologe Dunn (1930) beschrieben. Auf seinen Beobachtungen und auf Tierversuchen fußen die meisten Beschreibungen über den Ablauf der Larvenentwicklung und ihren Nebenerscheinungen.

Meine Erfahrungen scheinen mir interessant genug, sie mit denen anderer zu vergleichen.

Nachdem am 7. Entwicklungstag (21. 8. 1990) die kleine Beule sich auffällig jukkend gezeigt hatte, beruhigte sie sich, so daß ich mich erst am 21. Tag genötigt sah, den Hausarzt um eine Furunkelsalbe zu bitten, die dieser nach der Diagnose: Furunkel verschrieb. Sie hatte keinerlei Wirkung und ich setzte sie nach drei Tagen wieder ab. Etwa ab dem 37. Tag nahm die Größe der wenig juckenden und keine Schmerzen verursachenden Beule stark zu, und zwar auf eine fast quadratische Form mit ca. 10–12 cm Kantenlänge. Die Geschwulst war nun verhärtet und rötlich verfärbt.

Am Nachmittag des 42. Tages nahm ich erstmals einen Schmerz wahr, ein einige Sekunden langes heftiges Stechen. Die Beule begann nun stärker zu nässen.

Dunn (1930) berichtet von seinen sechs gleichzeitig sich entwickelnden Larven, daß Juckreiz schon vom ersten Tag nach dem Einbohren auftrat. Er führt dies auf allergische Reaktionen gegen Sekrete und Exkretionen der Larven zurück. Starkes, flächiges Brennen und stechenden Schmerz verspürte er ab dem 7. Tag häufig, später manchmal sogar ganztägig und von unerträglicher Intensität. Ebenso beobachtete er einen fast ständigen Ausfluß von seröser Flüssigkeit, blutgefärbtem Eiter und dunkler Materie, die er für verdautes und ausgeschiedenes Blut hielt. Bereits am 15. Tag berichtet er von in seinem Verband gefundenen Häutungsresten der Larve. Die Form des 1. Larvenstadiums wird in der Literatur als subzylindrisch angegeben, versehen mit kranzförmig angeordneten kurzen Borsten.

Um den 28. Tag fand bei Dunns Larven die 2. Häutung statt. Das 2. Stadium ist ungefähr birnenförmig, es trägt im dickeren Teil stärkere kurze Borsten, der schmalere hintere Teil mit den endständigen Atemstigmen führt zur Wundöffnung hin.

Am Abend des 44. Tages verspürte ich plötzlich einen unerträglichen stechenden Schmerz, der sich über 20 Minuten mehrfach wiederholte. Meine Frau glaubte, in der Tiefe der nässsenden Wunde eine Bewegung zu erkennen. – Nach ruhiger Nacht wiederholte sich am anderen Morgen um 5 Uhr für zehn Minuten das plötzliche Stechen wie am Vorabend.

Vier Stunden später war ich zur ärztlichen Untersuchung in der Tübinger Tropenklinik und äußerte meine Vermutung auf eine Myiasis, also einen Befall durch Flie-

Abb. 1–2. *Dermatobia*-Geschwulst am 66. Entwicklungstag der Larve (8 Tage vor dem Schlüpfen); die starke Schwellung eines großen Bezirks (um den 40. bis 48. Tag) ist längst zurückgegangen. – 1. (Oben) Lage der Geschwulst; – 2. (unten) Wundöffnung. – Fotos: H. P. Tschorsnig.

genmaden. Die Schwellung wurde zuerst als nässender Abszeß angesehen, sodann, nachdem die Bewegungen der Larve beobachtet wurden, als solche bestätigt. Zitat aus dem Befundbericht: „Am Rücken fiel auf der rechten Seite ein etwa 14 cm großer, geröteter, indurierter Bezirk mit einer zentralen Öffnung auf. Es waren keine pathologischen Lymphknotenvergrößerungen tastbar."

Im Wundabstrich wurden *Staphylococcus-aureus*-Erreger, im Blut aber keine Entzündungszeichen festgestellt. Auf Antibiotika wurde daher verzichtet. Die bakteriziden oder bakteriostatischen Ausscheidungen der Larve speziell gegen *Staphlococcus* sind von Mensch und Rind bekannt. Auf diese Weise wird eine von Seiten der Larve unerwünschte stärkere eitererzeugende Reaktion des Wirtsgewebes verhindert (siehe Kapitel 4.).

Am 46. Tag 5 Uhr morgens verspürte ich wieder heftiges Stechen, das bald aufhörte. Am 47. Tag 6 Uhr und nochmals 9 Uhr hatte ich kurze, aber sehr intensive stechende Schmerzen. Bei der medizinischen Nachuntersuchung am 48. Tag wurde eine Besserung der im Befundbericht erwähnten Krankheitszeichen festgestellt.

An beiden Arztterminen wurde übrigens versucht, die Larve zu extrahieren, unter anderem durch Einträufeln von etwas Öl in die Öffnung, um die Sauerstoffzufuhr der Larve zu unterbinden und sie zum weiteren Heraustreten zu veranlassen. Dies gelang nicht und auch nicht zu Hause in den folgenden Tagen, als die Larve einmal eine volle Stunde von einer mehrere Millimeter dicken Ölschicht bedeckt war.

Das Extrahieren ist nur möglich, wenn man die Larve bei ihren oftmaligen Bewegungen, die sie bis an den Wundrand führen (und die wohl nichts mit Sauerstoffbedarf zu tun haben) mit der Pinzette zu fassen bekommt. Dies mißlang mehrfach, weil sich die Larve bei der kleinsten Annäherung der Pinzette (auch ohne Hautkontakt) sofort zurückzog. Unerklärlich war uns, wie sie dies wahrnehmen konnte.

In der auf den 48. Tag folgenden Zeit hatte ich nur noch selten Schmerzen (die kritische Phase lag nur zwischen 44. und 48. Tag), es trat kein Eiter auf, mein Allgemeinbefinden blieb die ganze Zeit über gut und ich konnte mich nicht über Müdigkeit oder gar Fieber beklagen (vergleiche unten). Da ich vermutete, daß es sich höchstwahrscheinlich um *Dermatobia hominis* handelte und ich außerdem erfuhr, daß eine chirurgische Entfernung bei dieser Sachlage kein Problem wäre, beschloß ich, die Larve doch vollends „auszutragen".

Beim Vergleich mit den Erfahrungen von Dunn (1930) fällt übrigens auf, wie relativ wenig Juckreiz und völlig fehlende Schmerzen ich bis zum 44. Tag hatte. Wahrscheinlich sind diese Unterschiede auf die Lage und Anzahl der Befallsstellen zurückzuführen. Während ich lediglich eine Larve in einem sicherlich geringer innervierten Rückenbezirk trug, hatte Dunn es mit sechs Larven zu tun, von denen zwei nahe beieinander unweit des linken Ellbogengelenks, zwei weitere am rechten Unterarm und eine davon unweit des Handgelenks parasitierten, eine weitere dicht unter der rechten Kniescheibe. Alle sechs Stellen sind zweifellos primär empfindlicher als die meine anzusehen.

Dunn vermutete als Ursache für den starken stechenden Schmerz „. . . to be produced by the tearing of the tissues by the oral hooks of the larva when it becomes necessary to use the hooks in order to excite the flow of serum or blood to serve as food." Ruch (1967) glaubt, daß der Schmerz allein durch Bewegungen der Larve ausgelöst wird. Ich halte die Erklärung Dunns für wahrscheinlicher, da sich die Larve, vor allem in den späteren Stadien, sichtbar oft bewegte und ich dabei nur ab und zu Schmerzen hatte.

Dunn klagte im letzten Drittel der Entwicklung seiner Larven über häufige Abgeschlagenheit und wiederholtes Fieber. Auch dies könnte mit dem starken Befall und den Befallssorten zusammenhängen. Dunn beschreibt auch echtes Bluten aus der Beulenöffnung, was bei mir

ebenfalls nicht auftrat. Der starke unangenehme Geruch des Wundsekretes bei DUNN war in meinem Fall kaum und nur ein einziges Mal sehr stark – und, da salmiakartig, offenbar untypisch – festzustellen (siehe unten).

Am 56. Tag hatte ich bei körperlicher Anstrengung etwas lokale, am 57. kurzzeitig stärkere Schmerzen, dabei floß rötlich-braunes Sekret aus und ein stechender salmiakartiger Geruch machte sich bemerkbar, der nie wieder auftrat.

Bis zum 70. Tag hatte ich etwa alle ein bis zwei Tage kurzdauerndes leichtes Stechen oder Jucken. Die Wundöffnung hatte sich vergrößert und die Made war jetzt besser und als größer geworden zu erkennen (Abb. 2), besonders wenn sie sich etwa herausbewegte. Vom 71. bis 73. Tag trug ich ein flaches, gut befestigtes, zur Wunde hin offenes Plastikdöschen, das die Larve beim unbemerkten Schlüpfen auffangen und so ein Zerdrücken verhindern sollte.

Am 74. Tag (27. 10. 1990) trug ich ein weites vom Hosenbund gehaltenes Hemd. Während handwerklicher Arbeit verspürte ich um 13 Uhr ein schwaches Kitzeln und nach sofortigem Innehalten, daß etwas in das hinten gewölbte Hemd fiel. Beim vorsichtigen Ausziehen fiel die ausgereifte Larve (Abb. 3) zu Boden. Ihr Gewicht betrug 0,9 g. Sie wurde in ein vorbereitetes, mit feuchter steriler Erde gefülltes und unten mit Öffnungen versehenes 10 cm weites Plastikgefäß gelegt.

Die sechs Larven DUNNS (1930) schlüpften zwischen 47. und 55. Tag ihres Aufenthaltes im Körper des Wirts. Die mittlere Entwicklungsdauer liegt bei etwa 49 Tagen. Es waren dies die ersten exakten Bestimmungen der Larvenzeit von *Dermatobia hominis* im Menschen. DUNN verspürte beim Schlüpfen keinerlei Tastreize.

Demgegenüber hatte die Larvenzeit bei mir 74 Tage (± 3 Tage) gedauert und war damit rund 25 Tage, also 1/3 der Zeit, länger als die der Larven des DUNNschen Experiments, deren Aufenthaltsdauer nur um acht Tage variiert hatte. Nach den Zitaten in Lehr- und Handbüchern über die Larvenzeit im Wirt, schwankt diese zwischen vier und elf Wochen, das heißt 28–77 Tagen, wobei keine Unterschiede zwischen Menschen und anderen Säugetieren gemacht werden. Die Angaben DUNNS scheinen für den Menschen bis jetzt die einzig exakten zu sein. Die extremen Zeitangaben – 4 bis 11 Wochen – beziehen sich im wesentlichen auf Ergebnisse an Haustieren [besonders in der Arbeit von NEIVA & FLORENCIO GOMES (1917)] die unter anderem mit Haushunden durchgeführt wurde. Dabei gab es in zwei Versuchsreihen große Unterschiede: einmal 31–34 Tage und beim anderen Mal 64–74 Tage. Die Autoren vermuten Unterschiede in der Umgebungstemperatur, eine Erklärung, die bei derart großen Differenzen wenig einleuchtet, wenn man bedenkt, daß die Entwicklung im stets gleichwarmen Körper eines Säugetieres und unter dem Schutz des Fells abläuft.

Die Entwicklung der DUNNschen Larven vollzog sich im tropisch-warmen Klima von Panama, die der meinen lief 10 Tage im tropischen und 64 Tage im mitteleuropäischen Herbstklima ab (25. 8.–27. 10.). Ich hielt mich während dieser Zeit normal bekleidet, zumal am Rücken, überwiegend in gut temperierten Räumen auf – einer besonders kühlen Temperatur oder gar Kälte war die Larve also nicht ausgesetzt. Trotzdem war die klimatische Umgebung natürlich eine andere als in den Tropen.

2.5. Puppenstadium und Schlüpfen der Imago

Nachdem die bei mir geschlüpfte Larve in die Mitte des mit Erde versehenen Plastikgefäßes gelegt war, wanderte sie innerhalb von drei Minuten dort zum Rand und grub sich in die Tiefe, um dann nach der Mitte hin zu entschwinden. Später wurde

Abb. 3–4. *Dermatobia hominis*; Larve, Imago. – 3. (Oben) am 74. Entwicklungstag geschlüpfte Larve, rechts der Kopf mit Mundöffnung; – 4. (unten) Imago ♀, 1 Tag nach dem Schlüpfen auf Menschenhaut, einem für *Dermatobia* untypischen Untergrund. – Fotos: F. Dieterlen (3), H. P. Tschorsnig (4).

das Gefäß noch mit einer feinen Kunststoffgaze überspannt und dann bei 20–25°C unter ziemlich gleichbleibender Feuchtigkeit der Erdschicht gehalten.

NEIVA (1908) berichtet von 10–15 Minuten Eingrabezeit in lockerem Boden, in festerem Boden dauert es sehr viel länger. In Experimenten von NEEL et alii (1955) gruben sich die Larven in sonnenexponierten Böden tiefer ein als in schattigen. Die mittlere Tiefe lag bei 4,8 cm.

Die richtige Feuchtigkeit des Bodens ist für die Puppenzeit sehr wichtig. Während der Bildung des Pupariums in den ersten Tagen muß das umgebende Substrat einen Überfluß an Feuchtigkeit absorbieren können (ZELEDÓN, 1957), da sonst die Verpuppung gestört wird. In feuchten Böden führt der Aufenthalt der Puppen aber sehr viel häufiger zum Schlüpfen als in trockenen. Auf den Entwicklungserfolg hat der Typ des Bodens, wie auch Schatten oder Sonnenstrahlung keinen Einfluß, es zählt allein ausreichende Feuchtigkeit (NEEL et alii, 1955). Die durchschnittliche Dauer der Entwicklung in der Puppe ist temperaturabhängig und liegt, nach mehreren Autoren, in tropischen Böden bei 23–25°C etwa zwischen 22 und 43 Tagen. Experimentell konnte sie auf 20 Tage verkürzt werden und, bei 12–18°C Bodentemperatur, auf 78 Tage (und mehr) verlängert werden (NEIVA, 1908).

Die Puppenzeit meines Tieres dauerte vom 27. 10. 90 13 Uhr bis zum 2. 12. frühmorgens, also knappe 36 Tage. Bei der Kontrolle am Vorabend war noch keine Imago zu sehen gewesen und am 2. 12. um 11 Uhr hing ein weibliches Exemplar von *Dermatobia hominis* an der den Plastiktopf abdeckenden Gaze (Abb. 4). Die am 27. 10. geschlüpfte Larve hatte 0,9 g gewogen (mit einer 10 g-Federwaage, deren Skala in 0,2 g-Abschnitte eingeteilt ist) und war ungefähr 25 mm lang. Aus ihr war erwartungsgemäß – wenn die Angaben bei NEIVA & FLORENCIO GOMES (1917) stimmen – ein Weibchen geschlüpft. Nach diesen Autoren sollen aus Larven von mehr als 0,6 g später Weibchen, aus den leichteren Männchen schlüpfen.

Die sechs bei DUNN (1930) geschlüpften Larven wogen 0,48–0,74 g und hatten Längen von 20–25 mm und Durchmesser an der dicksten Stelle von 7–11 mm. Angaben über das spätere Geschlecht der Imagines machte DUNN nicht. Ausgerechnet die kleinste der sechs hatte mit fast 55 Tagen die längste Larvenzeit im Wirt und (am Oberschenkel) die an Bindegewebe und Muskulatur beste „Unterlage" gehabt.

3. Heilung und Behandlungsmethoden

Das Abheilen der Wunde ging äußerst schnell. Auch in der Literatur wird dies betont. Schon nach 10 Tagen ist normalerweise nur noch eine kleine pigmentierte Narbe sichtbar. Die bakterizide Wirkung der harnstoffhaltigen Ausscheidungen der Larve hält also noch an. Auch Wunden der vorzeitig entfernten Larven heilen meist schnell.

In diesem Zusammenhang sei auf die erstaunlichen, heute fast vergessenen Heilungserfolge eines als Therapie durchgeführten Besatzes mit Fliegenmaden hingewiesen, die vor allem bei verwundeten Soldaten früherer Kriege erzielt wurden. Sie beruhten vor allem auf der Erfahrung, daß mit Fliegenmaden befallene Wunden – vor allem der Goldfliege (*Lucilia sericata*) – sich nicht etwa verschlechterten, sondern viel schneller heilten als nicht befallene. Ausführliches darüber bei ZUMPT (1956).

Als Extraktionsmittel – traditionell oder modern – kommen Abtöten, Betäuben der Larve und Sauerstoffentzug (Tabaksaft, Zigarrenasche, Schweinefett, Öl, chemische Mittel) oder Herausoperieren unter Lokalnarkose in Betracht (GUIMARÃES & PAPAVERO, 1967). Keinesfalls sollte die Larve dabei verletzt werden, da die auslaufenden Stoffe stark allergisch wirken können.

4. Diskussion

Das wichtigste Ergebnis des geschilderten Versuchs ist der mit 74 (± 3) Tagen ungewöhnlich lange Aufenthalt der Larve im Wirt, der anderthalb mal so lang war, als bisher angegeben (im Mittel 49 Tage). Nach den von NEIVA & FLORENCIO GOMES (1917) an Vergleichsserien mit Haushunden gemachten Erfahrungen – mit um rund 100% verschiedenen Larvenzeiten – könnte man einen ausschließlichen Einfluß von Temperatur und/oder Klima der Umgebung vermuten. Doch reicht eine derartige Erklärung nicht aus. Jedenfalls hat mein Experiment gezeigt, daß die Larvenzeit von *D. hominis* im menschlichen Wirt eine viel größere Spannweite haben kann, als bisher angenommen. – Die um fast 100% voneinander abweichenden Entwicklungszeiten der Puppe sind bei den viel variableren Umweltbedingungen gegenüber der Larve (Boden, Temperatur, Feuchtigkeit) eher verständlich.

Auch die Gesamtdauer des Lebenszyklus' von *D. hominis* hat beim Menschen eine größere Spanne. Setzt man für die Larvenzeit im Ei und für die Lebensdauer der Imago mittlere Werte von 5 bis 10 Tagen ein, ergeben sich für die einzelnen Stadien beim DUNNschen oder meinem Versuch folgende Werte: Larvenzeit im Ei 5 Tage, im Menschen 49 bzw. 74 Tage, Puppenzeit 23 bzw. 36 Tage, Lebensdauer der Imago 10 Tage. Zusammen macht dies 87 bzw. 125 Tage.

Ein starker Larvenbefall scheint den Wirt nach den Erfahrungen von DUNN (1930) ausgesprochen zu schädigen. Dies mag primär nicht in der „Absicht" des Parasiten liegen, dessen Entwicklung eher ungestört abläuft, wenn der Wirt, egal ob Mensch oder Tier, nichts oder wenig gegen ihn unternimmt und sich dadurch auch selbst schont. Aufgescheuerte, aufgebissene oder aufgeschnittene Beulen bergen die Gefahr von bakterieller Infektion und starker allergischer Reaktion bei Zerstörung der Larve. So ist auch der Sinn der bakteriostatischen Wirkung zu verstehen, die von den harnstoffhaltigen Ausscheidungen der Larve ausgeht.

5. Danksagung

Meiner Frau und meinem Sohn danke ich für vielfache Hilfe bei Beobachtungen und Pflege der Wunde. Herrn Dr. H. P. TSCHORSNIG (Stuttgart) danke ich für entomologische Beratung und Literatur, sowie für Fotos und Frau Prof. Dr. B. FRANK (Stuttgart) für die kritische Durchsicht des ursprünglichen Manuskripts. Frau R. HARLING (Stuttgart) verdanke ich Einsatz und Geduld bei Fotoaufnahmen.

6. Literatur

BATES, M. (1943): Mosquitoes as vectors of *Dermatobia hominis* in Eastern Colombia. – Ann. ent. Soc. Am. **36** (1): 21–24; Columbus.

CURRAN, C. H. (1939): The human botfly – How did this extraordinary insect develop the habit of forcing a mosquito to deposit eggs fo it? – Nat. Hist., N.Y. **66**: 45–48; New York.

DUNN, L. H. (1930): Rearing the larva of *Dermatobia hominis* Linn. in man. – Psyche, Camb. **37**: 327–342; Cambridge, Mass.

GUIMARÃES, J. H. & PAPAVERO, N. (1967): A tentative annotated bibliography of *Dermatobia hominis* (Linnaeus jr. 1781) (Diptera, Cuterebridae). – Archos Zool. Est. S Paulo **14** (4): 223–295; São Paulo.

NEEL, W. W., URBINA, O., VIALE, E. & DE ALBA, J. (1955): Ciclo biológico del tórsalo (*Dermatobia hominis* L. Jr.) en Turrialba, Costa Rica – Turrialba **5** (3): 91–104; Turrialba.

NEIVA, A. (1908): Contribução ao estudo da biologia da *Dermatobia cyaniventris* Macq. – Bras. méd. **22**: 311–312; Rio de Janeiro.

– (1910): Algumas informações sobre o berne. – Chácaras e Quintais, **2** (1): 3–8; São Paulo.

NEIVA, A. & GOMES, J. F. (1917): Biologia da môsca do berne (*Dermatobia hominis*) observada em todas as suas fases. – Ann. Paulistas. Med. Chirurg. **8** (9): 197–209; São Paulo.
RUCH, D. M. (1967): Botfly myiasis. – Archs Derm. **96**: 677–680; New York etc.
TOWNSEND, C. H. T. (1915): On the reproductive and host habits of *Cuterebra* and *Dermatobia*. – Science **42**: 253–255; New York etc.
ZELEDÓN, R. (1957): Algunas observaciones sobre la biologia de la *Dermatobia hominis* (L. Jr.) y el problema del tórsalo en Costa Rica. – Revta Biol. trop. **5** (1): 63–75; San José.
ZUMPT, F. (1956): Insekten als Krankheitserreger und Krankheitsüberträger. – Kosmos-Bändchen Nr. 211, 72 pp.; Stuttgart.

Anschrift des Verfassers:

Dr. FRITZ DIETERLEN, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum Schloß Rosenstein), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde
Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, 70191 Stuttgart

SMITHSONIAN DEC 0 1 1994 LIBRARIES

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 511	35 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Lautäußerungen als interspezifische Isolationsmechanismen bei Eulen der Gattung *Otus* (Aves: Strigidae) aus dem südlichen Südamerika

Vocal Patterns as Interspecific Isolating Mechanisms in Screech Owls of the Genus *Otus* (Aves: Strigidae) of southern South America

Von Claus König, Stuttgart

Mit 31 Abbildungen

Summary

The Neotropical Screech Owls (genus *Otus*) are a taxonomically difficult group, as all show an enormous tendency towards polymorphy. Therefore a revision of that group is very urgent. As a first step the author tries to separate specifically the species of southern South America, by using above all the vocal patterns. In owls the whole vocabularies are totally inherited and show only little individual variability. Therefore they are taxonomically of great importance. Owls are chiefly active at night. For that reason it is likely, that – in spite of their increased visual perception at dusk – plumage patterns play a minor role as interspecific isolating mechanisms. Probably for that reason they can „afford" such a polymorphy. On the other hand vocal patterns are of great importance, as they obviously function as most important interspecific isolating mechanisms. Accordingly four species may be distinguished in southern South America: *Otus choliba, Otus atricapillus, Otus hoyi,* and *Otus sanctaecatarinae*. This species concept, based mainly on biological patterns, especially on bioacoustics, could meanwhile be proved by molecularbiological studies (PCR, DNA-sequences, with nucleotide substitution of about 10% between all species), stressing the hypothesis of bioacoustics being an important aid in taxonomy of some birds. Obviously these four taxa belong to two different species-groups: *Otus choliba* to one of them, the other three species to the other one, to which probably the taxa *Otus guatemalae* and *Otus watsonii* can be counted. This species-group, which might be considered as *Otus atricapillus*-superspecies, originated probably from a common ancestor-species of the Amazon Forest, the distribution of which ranging once to the cloud forests of the eastern Andes as well to the forests of eastern Paraguay, south-eastern Brazil and Uruguay. During the Pleistocene, when immense changes of the climate influenced several times the distribution of forests, possibly some populations of the ancestral species became isolated for a longer time, leading to the evolution of new species due to adaptation to

their habitat. Vocal patterns of the different taxa may show only little differences in allopatric species, while in parapatric species which might have contact at the mutual borders of their distribution, these patterns are quite different. The differences between the songs are to be observed mainly in rhythm and speed of the sequence of sounds, sometimes in pitch. These differences become very obvious in the B-songs (all studied *Otus* have two different types of songs, which we call A-song and B-song), being uttered above all during courtship, as well as aggressive vocalizations against rivals.

Zusammenfassung

Die Kreischeulen (Gattung *Otus*) der Neotropis sind eine taxonomisch schwierige Gruppe, weil alle zu einer ausgeprägten Polymorphie neigen. Eine Revision dieser Gruppe ist deshalb dringend erforderlich. Es soll daher hier versucht werden, zunächst die Arten des südlichen Südamerika spezifisch voneinander abzugrenzen, wobei sich in erster Linie die Lautäußerungen anbieten. Diese sind bei allen Eulen vollständig angeboren und variieren innerhalb einer Art nur geringfügig. Als taxonomische Merkmale sind sie deshalb von besonderer Bedeutung. Deshalb dürften bei ihnen – trotz ihrer gesteigerten Sehfähigkeit unter schlechten Lichtverhältnissen – Gefiedermerkmale kaum eine Rolle als interspezifische Isolationsmechanismen spielen. Wohl deshalb können sie sich auch die große Polymorphie „leisten". Dagegen kommt stimmlichen Äußerungen eine wesentliche Bedeutung zu, da diese offensichtlich als wichtigste interspezifische Isolationsmechanismen fungieren. Danach lassen sich im südlichen Südamerika vier Spezies unterscheiden: *Otus choliba, Otus atricapillus, Otus hoyi* und *Otus sanctaecatarinae*. Dieser nach vorwiegend biologischen, vor allem bioaktustischen Gesichtspunkten definierte Artstatus wurde inzwischen durch molekularbiologische Untersuchungen (PCR, DNA-Sequenzierung) bestätigt (Basenunterschiede zwischen allen Arten um 10%), was wiederum belegt, daß Bioakustik tatsächlich ein wesentliches Hilfsmittel in der Taxonomie der Vögel ist. Offensichtlich gehörten die vier Arten zwei verschiedenen Artenkreisen an: *Otus choliba* dem einen, die übrigen drei Arten dem anderen, welchem wahrscheinlich noch die Spezies *Otus guatemalae* und *Otus watsonii* zuzurechnen sind. Dieser Artenkreis, den man vielleicht als *Otus atricapillus*-Superspezies betrachten könnte, stammt vermutlich von einer amazonischen Urahnenart ab, deren Verbreitung einst bis in die Nebelwälder am Osthang der Anden sowie bis in die Waldgebiete von Südostbrasilien, Ostparaguay und Uruguay reichte. Im Pleistozän, als gewaltige Klimaänderungen die Waldverbreitung mehrfach tiefgreifend beeinflußten, wurden wohl verschiedene Populationen längere Zeit voneinander getrennt, so daß es bei diesen zur Bildung neuer Arten kam. Dabei ist festzustellen, daß Unterschiede in den stimmlichen Äußerungen bei allopatrischen Spezies recht gering sein können, während solche bei parapatrischen Arten, die an ihren Verbreitungsgrenzen eventuell Kontakt miteinander haben können, deutlich verschieden sind. Bei gesanglichen Äußerungen sind die Unterschiede vor allem im Rhythmus und in der Geschwindigkeit der Lautfolge sowie in der Tonhöhe zu erkennen. Dies wird besonders deutlich bei den B-Gesängen (alle untersuchten *Otus*-Arten verfügen über 2 verschiedene Gesangstypen, die wir als A- und B-Gesang bezeichnen), welche vor allem bei der Balz sowie in aggressiver Stimmung gegenüber Rivalen geäußert werden.

Resumen

– Vocalizaciones como mecanismos aislantes interespecíficos en lechuzas del género *Otus* (Aves: Strigidae) del sur de Sudamérica. –

Las lechuzas neotropicales del genero *Otus* („Alilicucos") pertenecen a un grupo taxonómicamente muy difícil, porque todas muestran un polimorfismo increible. Por eso una revisión taxonómica de este grupo parece muy urgente, pero no siendo muy fácil. Por ese motivo el autor intenta como primer paso a separar taxonómicamente las especies del sur de Sudamérica, usando sobre todo las vocalizaciones. Estas son innatas en todas especies de lechuzas y muestran solamente poca variabilidad. Por eso aquellas son de gran importancia para taxonomía. Lechuzas son principalmente activas de noche. Por este motivo características de plumaje parecen ser de menor importancia que vocalizaciones y no tocar un rollo importante como mecanismo aislante interespecífico – a pesar de la capacidad visual de lechuzas en la noche. Probablemente por eso lechuzas pueden permitirse una polimorfía grande. En compa-

ración expresiones vocales parecen ser los mecanismos aislantes interespecíficos más importantes. De acuerdo con esto se puede distinguir cuatro especies de „alilicucos" en el sur de Sudamérica: *Otus choliba, Otus atricapillus, Otus hoyi* y *Otus sanctaecatarinae*. Este estado específico, definido sobre todo desde ese punto de vista biológico, ante todo bioacústico, pudo estar confirmado por estudios moleculares (PCR, secuencias de la ADN, la substitución nucleotida siendo alrededor de 10% entre todas especies), mostrando que bioacústica en efecto es un medio importante en la taxonomía de aves. Aparentemente las cuatro especies pertenecen a dos diferentes grupos de especies: *Otus choliba* a uno, las restantes al otro, aquel se pueda ajuntar probablemente las especies *Otus guatemalae* y *Otus watsonii*. Este último grupo que se podría quizás llamar „*Otus atricapillus*-superespecies", probablemente desciende de una especie ancestral de la selva amazónica, cuya distribución antiguamente llegaba hasta la nubiselva en las laderas orientales de los Andes („Yungas") y hasta las selvas del sureste de Brasil, este de Paraguay y Uruguay. Durante el Pleistoceno, cuándo varios y fuertes cambios del clima influenciaban varias veces la distribución de las selvas, aparentemente varias poblaciones de esta especie ancestral fueron aisladas unas de otras durante miles de años. Esta separación llevó a la evolución de nuevas especies por adaptación ecológica. Hay que constatar que diferencias vocales puedan ser insignificantes en especies allopatricas, mientras que estas son bastante diferentes en especies parapátricas, que en el borde de su distribución puedan tener contacto mutuo. En los cantos se puede encontrar diferencias subre todo en ritmo y velocidad de la secuencia de sonidos, además en la altura del tono. Esto es muy aparente en los cantos „B" (todas expecies estudiadas disponen de dos diferentes cantos que llamamos „canto A" y „canto B"), que están mostrados sobre todo durante las paradas nupciales y en sentido agresivo contra rivales.

Inhalt

1. Einleitung 3
2. Methodik 5
3. Lautäußerungen von Eulen der Gattung *Otus* („Kreischeulen") aus dem südlichen Südamerika 6
   3.1. Allgemeines zum Lautinventar dieser Arten 6
   3.2. Kreischeulen und ihre Stimmen in subtropischen Nebelwäldern am Osthang der Anden sowie in östlich angrenzenden Wäldern 7
   3.3. Kreischeulen und ihre Stimmen in tropisch/subtropischen Regenwäldern Südostbrasiliens und Nordostargentiniens (Misiones) 14
4. Erörterung der Befunde und taxonomische Rückschlüsse 22
5. Kennzeichen und Verbreitung der vier *Otus*-Arten des südlichen Südamerika . . . 25
   5.1. *Otus choliba* (Vieillot 1817) 26
   5.2. *Otus hoyi* König & Straneck 1989 28
   5.3. *Otus atricapillus* (Temminck 1822) 30
   5.4. *Otus sanctaecatarinae* (Salvin 1897) 31
6. Literatur 33

1. Einleitung

Es ist noch gar nicht lange her, da glaubte man allgemein, die Erfassung der Vogelarten unserer Erde sei abgeschlossen. So wurde damals häufig eine Zahl von rund 8 600 Spezies angegeben. Inzwischen sind jedoch sehr viele neue Arten beschrieben worden Bock & Farrand 1980), und es kommen fast alljährlich weitere hinzu (Wolters 1975–1982). Das gilt auch für die Eulen. Aus Südamerika wurden innerhalb der letzten 10 Jahre drei neue Arten allein aus der Gattung *Otus* beschrieben (*O. marshalli, O. petersoni, O. hoyi*).

Wir können heute annehmen, daß die Zahl der rezenten Vogelarten bei etwa 10 000 liegen dürfte (Sibley & Monroe 1990). Diese Tatsache ist vor allem dem Umstand zu verdanken, daß heutzutage der Artbegriff (Kleinschmidt 1990, Cracraft 1983) differenzierter und mehr im Hinblick auf seine biologische Funktion betrachtet wird (Haffer 1987, 1988, McKittrick & Zink 1988, König 1991 a). Dabei erhebt sich natürlich auch die Frage nach biologischen, interspezifischen Isolationsmechanismen (Osche 1966). Zu diesen gehört bei

den meisten Vogelarten in erster Linie die Stimme, welche wesentlich dazu beiträgt, ähnliche Arten eindeutig zu unterscheiden, was unter Umständen zur Entdeckung neuer Taxa führen kann (König & Straneck 1989, König 1991 a, Martens & Eck 1991).

Eulen sind überwiegend nachtaktive Vögel. Trotz ihres gesteigerten Sehvermögens bei schwachem Licht, sind jedoch auch sie bei Nacht nicht in der Lage, besondere Gefiederzeichnungen oder Färbungen zu erkennen. Diese dürften daher für des gegenseitige Erkennen keine Rolle spielen und somit als interspezifische Isolationsmechanismen kaum in Frage kommen. Das Gefieder der meisten Eulenarten ist ohnehin kryptisch gefärbt und trägt ein Muster, das die Körperform mit der Umgebung des Tagesschlafplatzes verschmelzen läßt („Rindenmuster"). Es dient also vor allem der Tarnung am Tage. Somit können sich Eulen eine Polymorphie „leisten", da Gefiederzeichnung und -färbung weder inter- noch intraspezifisch eine wesentliche Rolle spielen.

Dagegen kommt den Lautäußerungen eine ganz besondere Bedeutung als interspezifischer Isolationsmechnismus zu, zumal bei den einzelnen Arten die gesamten Lautinventare angeboren sind. Dazu kommt noch, daß diese – abgesehen von einer gewissen individuellen Variabilität – nur geringfügig variieren und es bei Eulen keine lokalen „Dialekte" oder „Spotten" gibt.

Die neotropischen Arten der Gattung *Glaucidium* und *Otus* sind taxonomisch äußerst „schwierig" (Eck & Busse 1973, Burton 1992, Amadon & Bull 1988, Fjeldså & Krabbe 1990), weil bei ihnen die Polymorphie besonders groß ist (Marshall 1967, Meyer de Schauensee 1982, Narosky & Yzurieta 1987). Ein Studium der stimmlichen Äußerungen ist deshalb eine große Hilfe (König & Straneck 1989, König 1991 a, b, 1994, Hinkelmann 1990). Stellt man also fest, daß die in jeweils gleichen Situationen geäußerten Gesänge (zum Beispiel Reviergesang) ähnlich aussehender Eulen deutlich verschieden sind, so liegt der Verdacht nahe, daß es sich hier um verschiedene Arten handeln könnte. Eingehendere Untersuchungen an solchen Formen haben bisher stets ergeben, daß derartige Vermutungen richtig waren und der Artstatus durch molekularbiologische Studien (PCR, DNA-Sequenzierung) bestätigt werden konnte (Heidrich, König & Wink 1993).

Im Zusammenhang mit ökologischen und taxonomischen Arbeiten an neotropischen Sperlingskäuzen (*Glaucidium* spp.), wurden auch die sympatrisch mit diesen im südlichen Südamerika vorkommenden Kreischeulen (*Otus* spp.) studiert. Die ersten Ergebnisse (König & Straneck 1989, König 1991 b), zeigten, daß eine taxonomische Revision sämtlicher bisher aus der Neotropis bekannter Formen der Gattung *Otus* dringend erforderlich ist. Die Bearbeitung der amerikanischen Kreischeulen durch Hekstra (1982) stützte sich in erste Linie auf morphologische Kriterien, vor allem auf Gefiedermerkmale. Stimmen wurden nur am Rande behandelt, da zu diesem Zeitpunkt Lautäußerungen der meisten Taxa unbekannt waren. Es ist daher verständlich, daß Hekstras Revision zu keiner befriedigenden Lösung führen konnte (Browning 1989, Burton 1992).

Aus diesem Grunde befaßte ich mich im Freiland intensiv mit ökologischen und bioakustischen Fragen bei den Kreischeulen Argentiniens sowie benachbarter Regionen von Bolivien und Brasilien. Zusätzlich wurde umfangreiches Balgmaterial aus verschiedenen Museen untersucht. Die Ergebnisse dieser Arbeiten, unterstützt durch molekularbiologische Studien am Institut für Pharmazeutische Biologie der Universität Heidelberg, lassen jetzt eine spezifische Abgrenzung aller Taxa der Gattung *Otus* aus dem südlichen Südamerika zu, die recht erheblich von der durch Hekstra vertretenen Auffassung abweicht, weil jetzt in erster Linie biologische Gesichtspunkte zur Definition des Artbegriffs herangezogen werden (Mayr 1940, 1942, 1963, Haffer 1974, 1987, 1988, 1990, 1991, König 1991 a, b).

Dank

Für die Gewährung von Reisebeihilfen zur Geländearbeit in Südamerika habe ich der Deutschen Forschungsgemeinschaft (DFG), der Gesellschaft für Naturkunde in Württemberg sowie dem Staatlichen Museum für Naturkunde, Stuttgart, zu danken.

Für großzügige Unterstützung gebührt mein Dank den Aerolíneas Argentinas in Frankfurt und Buenos Aires. Außerdem danke ich für wertvolle Hilfeleistungen dem Museo Argentino de Ciencias Naturales „Bernardino Rivadavia" in Buenos Aires, dem Instituto Nacional de Entomología in Rosario de Lerma (Provinz Salta), dem Instituto Miguel Lillo in Tucumán, der

Asociación Ornitológica del Plata in Buenos Aires, der Fundación Vida Silvestre Argentina in Buenos Aires sowie der Administración der Parques Nacionales in Buenos Aires und Iguazú (Misiones), der Dirección Provincial de Fauna Silvestre in Posadas (Misiones) und Salta. Für die Ausleihe von Balgmaterial habe ich zu danken dem British Natural History Museum (Bird Department) in Tring, dem National Museum of Natural History in Washington, dem Museo Argentino de Ciencias Naturales „Bernardino Rivadavia" in Buenos Aires, dem Instituto Miguel Lillo in Tucumán, dem Naturhistorischen Museum in Wien, dem Museum für Naturkunde in Berlin, dem Naturmuseum Senckenberg in Frankfurt a. M., dem Museum Alexander Koenig in Bonn, dem Zoologischen Museum Hamburg und der Zoologischen Staatssammlung München.

Dem Florida Museum of Natural History in Gainesville (Dr. J. W. Hardy) sowie den Herren Dr. Joe T. Marshall (Washington), Roberto Straneck (Buenos Aires) und Miguel Castelino (Iguazú) danke ich für die Überlassung von Tonaufnahmen, dem Museum of Zoology der Louisiana State University in Baton Rouge für die Zusendung von Gewebeproben für molekularbiologische Arbeiten. Herr Dr. R. Ridgely (Philadelphia) übersandte mir Fotos vom Typus von *Otus guatemalae bolivianus*, wofür ich herzlich danke.

An dieser Stelle ist es mir eine Verpflichtung, meinem leider allzufrüh verstorbenen „Lehrer" in südamerikanischer Ornithologie, meinem Freund und Kollegen Prof. Dr. H. Sick (Rio de Janeiro) herzlich dafür zu danken, daß er mir mit seinem reichen Erfahrungsschatz stets zur Seite stand. Für die Mitarbeit im Gelände gebührt mein Dank: Richard Buob (Stuttgart), Reinhard Foerster (Iguazú), Manfredo Fritz (Salta), Gunnar Hoy (Salta), Andres Johnson [La Libertad (Misiones)], Irmgard und Juan Kuehl (Salta), Roberto Straneck (Buinos Aires). Frau Petra Heidrich und Herrn Prof. Dr. Michael Wink (Heidelberg) gebührt mein Dank für die Überlassung von Ergebnissen molekularbiologischer Untersuchungen. Frau Rotraud Harling (Stuttgart) danke ich für fotografische Arbeiten, Herrn Markus Grabert (Stuttgart) für die Anfertigung von Strichzeichnungen. Ganz besonders herzlich danken möchte ich meiner lieben Frau Ingrid und meinem Sohn Carl-Günther für ihren nimmermüden Einsatz bei oft schwieriger Geländearbeit.

2. Methodik

Auf 4 Reisen nach Südamerika (1987, 1989, 1991 und 1992) wurden unter anderem folgende Regionen in Argentinien besucht (Wilhelmy & Rohmeder 1963):

1. Nebelwälder am Osthang der Anden („Südliches Yungas" oder „tucumanisch-bolivianischer Wald", (Hueck 1966) in den Provinzen Salta, Tucumán und Jujuy (ca. 1000–2000 m über NN);
2. Teile des Gran Chaco und andere Trockenbuschgebiete in der Provinz Salta (zwischen etwa 500 und 1500 m über NN);
3. „Monte"-Region in der Provinz Córdoba (etwa 600–800 m über NN);
4. Regenwälder tiefer Lagen (ca. 150–200 m über NN) bei Iguazú, Misiones;
5. Regenwälder in der Sierra de Misiones zwischen ca. 300 und 800 m über NN.

In den gennannten Gebieten wurden auf Kontrollgängen am Abend und bei Nacht Eulen verhört. Wenn nichts festzustellen war, verwendeten wir auch Klangattrappen (Tonband oder Imitation durch Pfeifen), um bei den einzelnen Arten Revierverhalten auszulösen. Sämtliche Lautäußerungen der Eulen nahmen wir auf Tonband auf (Marantz CP 430, Kassetten mit Metallbändern, Richtmikrofon Sennheiser MKH 815 T mit Windschutz). Dabei versuchten wir, möglichst viel vom Lautinventar jeder einzelnen Art auf Tonband festzuhalten. Tagsüber wurden die Habitatstruktur der gefundenen Eulenreviere skizziert (unter anderem fotografische Dokumentation) und Notizen über jeweils charakteristische Tier- und Pflanzenarten gemacht.

Die Tonaufnahmen analysierten wir im Museum in Stuttgart mittels eines DSP-Sonagrafen von Kay (Modell 5500), wobei auf den Sonagrammen Oszillogramm (*oben*) und Spektrogramm (*unten*) dargestellt wurden. Dabei verglichen wir nur diejenigen Lautäußerungen miteinander, die von den verschiedenen Eulen in gleichen oder ähnlichen Situationen geäußert worden waren (zum Beispiel Reviergesänge und Kontaktrufe). Für den sonagrafischen Vergleich wählten wir bei allen Lauten die gleiche Geräteeinstellung, das heißt einen Frequenz-

bereich bis zu 2 kHz, bei einer Zeitachse von 2 Sekunden. Die Sonagramme druckten wir auf Thermopapier von BROTHER aus.

Durch Playback oder durch Imitation mit dem Mund testeten wir die Rekationen der Eulen auf die verschiedensten Lautäußerungen, um so etwas mehr über deren Funktion zu erfahren. Darüber hinaus wurden inter- und intraspezifische Reaktionen auf Reviergesänge einzelner Formen getestet.

Wir waren bemüht, jede Eule, deren Lautäußerungen wir hörten oder auf Tonband aufnahmen, auch zu sehen. Dies gelang in dem meisten Fällen durch Anleuchten mit einer starken Taschenlampe und anschließender Beobachtung durch das Fernglas.

Ließen sich stimmliche Unterschiede bei äußerlich ähnlichen Formen nachweisen, so wurde durch Vergleiche von Balgmaterial versucht, auch charakteristische, morphologische Kriterien zu finden, um die jeweiligen Taxa spezifisch abzugrenzen.

Mit behördlicher Genehmigung zur wissenschaftlichen Dokumentation, entnahmen wir von einzelnen Vögeln Blutproben, die in einer Pufferlösung konserviert und für molekularbiologische Untersuchungen an das Institut für Pharmazeutische Biologie in Heidelberg geschickt wurden. Dort wurden auch vom Museum of Zoology der Louisiana State University in Baton Rouge zur Verfügung gestellte Gewebeproben von *Otus*-Arten untersucht.

3. Lautäußerungen von Eulen der Gattung *Otus* („Kreischeulen") aus dem südlichen Südamerika

3.1. Allgemeines zum Lautinventar dieser Arten

Wie bei den meisten Eulenarten der Neotropis, so weiß man auch bei den Kreischeulen nur wenig über deren Lautäußerungen. Von einigen kennt man nicht einmal den Reviergesang (HARDY 1980, 1986, FITZPATRICK & O'NEILL 1986). Auch bei den von mir studierten *Otus* sind noch längst nicht alle Stimmäußerungen aus dem Lautinventar bekannt, wenn auch das bis jetzt vorliegende Material für Stimmvergleiche durchaus ausreicht.

Die auffallendsten Lautäußerungen der *Otus*-Arten sind deren Gesänge. Dabei ist der Begriff „Gesang" biologisch zu verstehen und nicht musikalisch. Wie bei den meisten Eulenarten, so singen auch bei vermutlich allen Kreischeulen beide Geschlechter. Doch ist die Gesangsaktivität der Männchen normalerweise größer als diejenige der Weibchen.

Die von mir studierten Arten verfügen alle über zwei verschiedene Gesangsformen, die wir als A-Gesang und B-Gesang bezeichnen. Der erste könnte als „Reviergesang" betrachtet werden, da er wohl in erster Linie der generellen Anzeige des besetzten Territoriums sowie der Anlockung eines Weibchens dient. Der B-Gesang wird weniger häufig geäußert. Man hört ihn meist bei der direkten Revierverteidigung sowie im Übersprung. Es scheint, daß dieser aggressivere Stimmung ausdrückt als der A-Gesang. Bei der Balz, die sich ja von ritualisiertem Drohen ableitet, wird der B-Gesang häufig von beiden Partnern geäußert. Ledige Männchen und Weibchen singen zu Beginn der Fortpflanzungszeit fast nur den A-Gesang, wenn sie nicht durch Imitation von Gesangsstrophen zum Singen stimuliert worden waren. Der A-Gesang ist auch weiter zu hören, als der lautschwächere B-Gesang. Dieser wird zum Beispiel als Reaktion auf Gesangsimitationen geäußert, wobei sich der Revierinhaber nahe heranlocken läßt (unter Umständen sogar Scheinangriffe fliegt). Letzterer kann auch manchmal als „Einleitung" für den A-Gesang gebracht werden (zum Beispiel bei *Otus choliba*).

Neben den Gesängen gibt es eine Reihe von Rufen, die dem intraspezischen Kontakt dienen oder Schreck und sonstige Aufregung ausdrücken. Einige davon haben

warnenden Charakter. Die meisten dieser Laute sind recht leise. Lediglich die „Schrecklaute", welche sicher häufig auch Aggressivität ausdrücken, sind von großer Lautstärke. Der Name „Kreischeulen" (englisch „Screech Owls") für diese Eulengruppe ist vermutlich auf jene Rufe zurückzuführen.

3.2. Kreischeulen und ihre Stimmen in subtropischen Nebelwäldern am Osthang der Anden sowie in östlich angrenzenden Wäldern

Die subtropischen Nebelwälder am Osthang der Anden, die sich etwa von Tucumán in Argentinien bis Santa Cruz in Bolivien erstrecken, werden als „tucumanisch-bolivianischer Wald" (HUECK 1966) oder als „Südliche Yungas" bezeichnet. Sie unterscheiden sich von den eigentlichen Yungas Zentral- und Nordboliviens dadurch, daß die meisten Bäume laubabwerfend sind, das heißt zur Trockenzeit des Südwinters – trotz der zahlreichen Epiphyten – ausgesprochen kahl wirken. Sie befinden sich meist an von der Sonne wenig beschienenen Hängen (vielfach auch als Waldreste in Schluchten), die deswegen kühler und feuchter sind als andere in gleicher Höhenlage. Der Boden ist vielerorts von einer dicken Laubschicht bedeckt. Durch die sich hier stauenden Wolken ist der Wald häufig in Nebel gehüllt, wodurch zahlreiche Epiphyten (zum Beispiel Orchideen, Tillandsien und Peitschenkakteen) existieren können. Im Südsommer regnet es hier sehr häufig, so daß sich eine üppige Vegetation am Boden entwickeln kann, die ein Eindringen in diese Wälder äußerst mühsam macht (Abb. 1).

Die Südlichen Yungas beginnen etwa in 1000 m über NN, wo hauptsächlich zu den Myrtaceen gehörende Bäume den Wald bilden. Allmählich werden nach oben die Myrtaceen durch andere Baumarten („Nogal" und „Aliso"-Zone) ersetzt. Dazwischen wuchert dschungelartig der Kletterbambus (*Chusquea* spp.). Die Baumgrenze bilden Buschwälder aus *Polylepis*-Beständen („Queñoa") bis in etwa 3000 m Höhe.

OLROG (1979) führte in seiner Liste für Nordargentinien (Salta, Jujuy) nur eine einzige *Otus*-Art an: *Otus choliba*. Die für Tucumán zitierte *Otus watsonii* (OLROG

Abb. 1. Nebelwald („Südliche Yungas") in NW-Argentinien (Tucumán). Foto: C. KÖNIG. – Cloud Forest („Southern Yungas") in NW-Argentina (Tucumán).

1959) wurde von ihm selbst wieder gestrichen. Ich habe dieses Stück im Museum in Buenos Aires gesehen und kann bestätigen, daß es sich bei diesem mit Sicherheit nicht um *Otus watsonii*, sondern um eine andere Art handelt. OLROG glaubte aber, daß in den Nebelwäldern des Cerro Calilegua (Jujuy) eine aberrante Form von *Otus choliba* vorkomme, die im Gefieder geringfügige Unterschiede gegenüber typischen *choliba* aufweist. Stimmen von dieser Eule waren jedoch nicht bekannt. Unsere Studien (KÖNIG & STRANECK 1989) ergaben, daß in Nordargentinien zwei verschiedene Arten leben, die sich ökologisch sowie stimmlich deutlich unterscheiden. Dies führte zur Entdeckung einer neuen Art: der Bergwald-Kreischeule (*Otus hoyi*), die als endemische Spezies der Südlichen Yungas zu betrachten ist (HINKELMANN 1990). Zu dieser Art gehörten auch der Balg im Museum Buenos Aires, der bisher als *Otus watsonii* bestimmt war sowie einige als *Otus choliba* bezeichnete Stücke im Instituto Miguel Lillo in Tucumán. Weitere typische Eulenarten der Südlichen Yungas sind: *Aegolius harrisii* und *Glaucidium bolivianum*.

Im Trockenwald und Dornbusch der wärmeren Umgebung dieser montanen Wälder ist die Choliba-Eule (*Otus choliba*) weit verbreitet und die einzige ihrer Gattung. Man trifft sie fast überall in Dornbuschsteppen mit Kakteen, in aufgelockerten Trockenwäldern, Feldgehölzen sowie in Galeriewäldern des Nordens von Argentinien an. Im Gran Chaco ist sie ausgesprochen häufig. *Otus choliba* dringt aber nicht in die relativ kühlen und feuchten Yungas ein, wenn sie auch in warmen Trockenbuschlandschaften teilweise bis über 1500 m hoch hinaufgeht. Lediglich in Übergangszonen von Trocken- in Nebenwälder („Bosques de Transición") kann man lokal beide Arten gelegentlich nebeneinander antreffen (zum Beispiel im Nationalpark „El Rey" in der argentinischen Provinz Salta). Hier unterscheidet beide ihre Stimme.

Der A-Gesang männlicher *Otus hoyi* besteht aus langen Trillerreihen, die leise beginnen, allmählich anschwellen und am Ende nur wenig ausklingen, das heißt fast abbrechen. Die einzelnen Töne werden „staccato" aneinandergereiht unn betragen recht konstant 11 in der Sekunde (Abb. 2 a).

Der Gesang des Weibchens ist deutlich höher und klingt „blecherner", was im Sonagramm deutlich zu sehen ist (Abb. 2 b). Beide Gesänge ähneln sehr dem in wärmeren Regionen der Yungas Boliviens und Perus vorkommenden *Otus guatemalae*, der jedoch 14 Einzellaute pro Sekunde äußert. Dieser Gesang wirkt dadurch trillernder und erinnert somit sehr an den des ebenfalls im Nebelwald lebenden Kauzes *Aegolius harrisii* (Abb. 3–5). Wir fanden ihn sympatrisch mit *Otus hoyi* im gleichen Waldgebiet. Als wir seinen Gesang zum ersten Mal hörten, dachten wir zunächst an *Otus guatemalae*, bis wir ihn im Licht der Taschenlampe identifizieren konnten. Sieht man von dem Auf- und Abschwellen innerhalb einer Gesangsstrophe ab, so ist die Ähnlichkeit mit dem Gesang von *Otus guatemalae* frappierend, mit dem er in Peru vermutlich ebenfalls sympatrisch vorkommt. Unterschiedliche Tonhöhe und wohl dieses Auf- und Abschwellen in der Lautstärke dürften Merkmale sein, die von beiden Arten als jeweils artfremd angesehen werden. Dasselbe gilt im Hinblick auf *Otus hoyi*, der sogar kurzfristig auf Playback des Gesanges von *Aegolius harrisii* reagierte, dann aber anscheinend doch schnell merkte, daß es sich nicht um einen Artgenossen handelte. Ähnliches konnten wir auch im umgekehrten Fall beobachten: *Aegolius harrisii* reagierte allerdings nur sehr kurz auf Gesänge männlicher und weiblicher *O. hoyi* und ließ sich auch nicht anlocken. Anscheinend muß es sogar nicht unbedingt eine ähnliche Stimme sein, um eine revierbesitzende Eule zu territo-

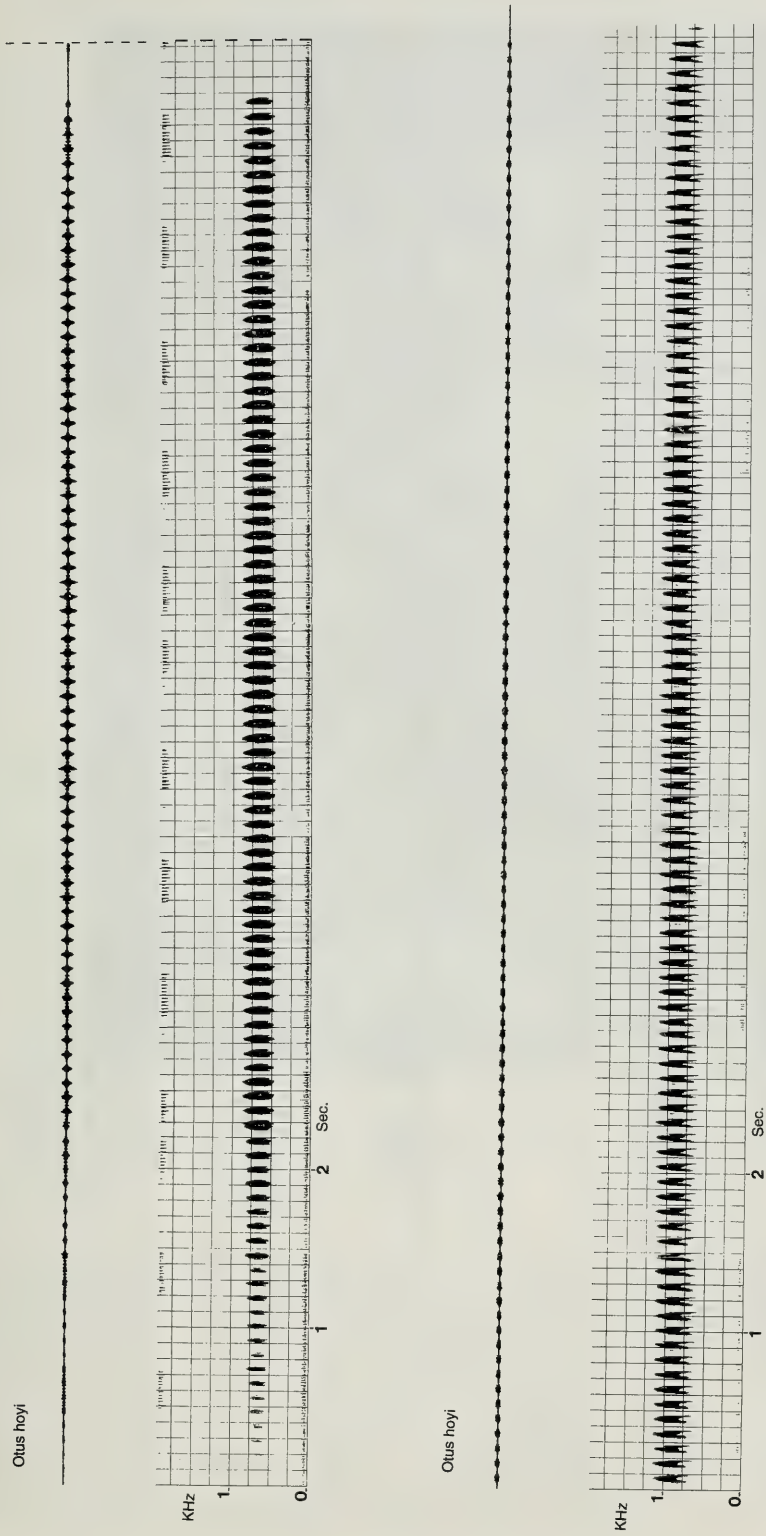
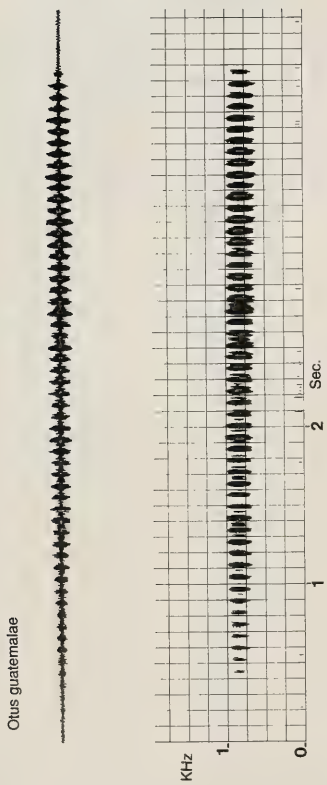


Abb. 2a. Sonagramm vom A-Gesang von *Otus hoyi*, ♂ (oben). La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentinien. Sept. 1987. *Oben*: Oszillogramm (Lautstärke), *unten*: Spektrogramm (Tonhöhe und Dauer der Lautäußerung in Sekunden). Dies gilt für alle folgenden Sonagramme. Aufn.: C. König. – Sonagram of the A-song of *Otus hoyi*, ♂. La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentina. Sept. 1987. *Upper*: waveform display (volume), *below*: spectrographic display (pitch in kilo-cycles and duration of vocalization in seconds). All following sonagrams are shown in the same manner.

Abb. 2b. A-Gesang von *Otus hoyi*, ♀. Ebenda. Sept. 1991. Aufn.: C. König. – A-song of *Otus hoyi*, ♀. Same locality, Sept. 1991.



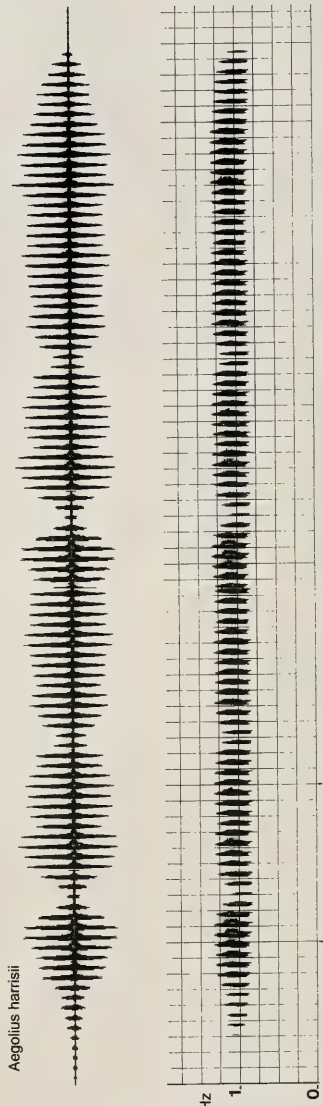


Abb. 3. A-Gesang von *Otus guatemalae*, ♂ (oben). San Martín, Peru. Aufn.: T. Schulenberg. – A-song of *Otus guatemalae*, ♂ (above). San Martín, Peru.

Abb. 4. Gesang von *Aegolius harrisii* ♂. SO-Brasilien. Aufn.: J. Vielliard (ARA-Records). – Song of *Aegolius harrisii*, ♂. SE-Brazil.

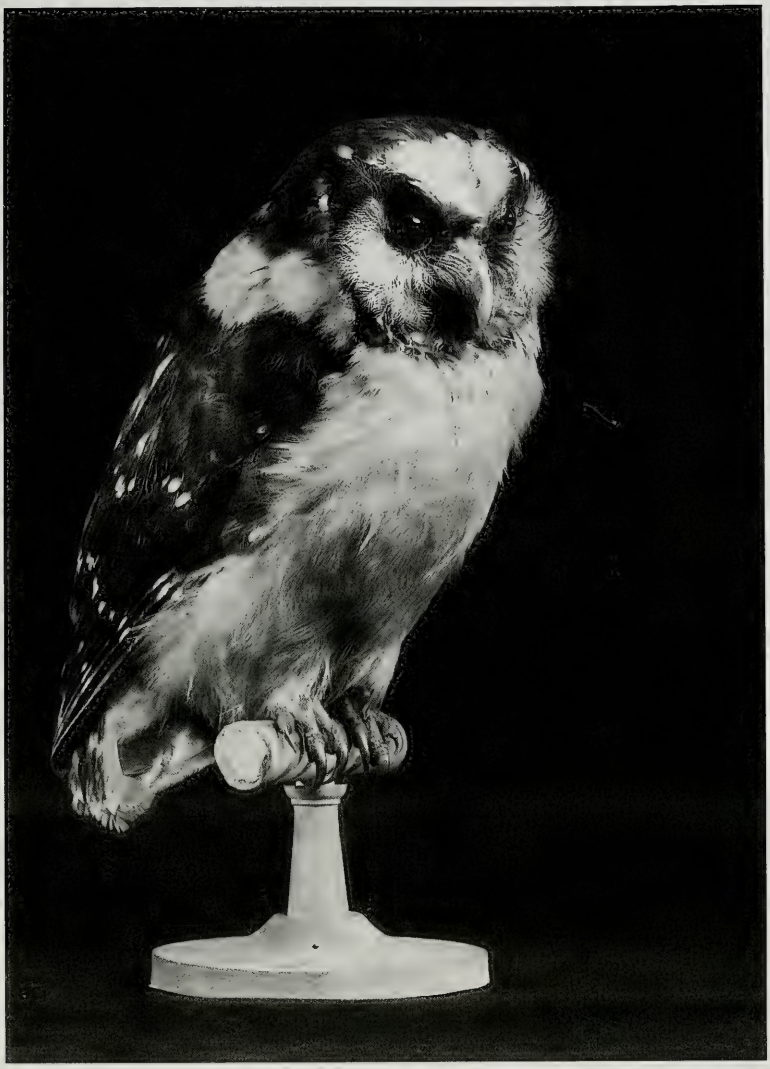
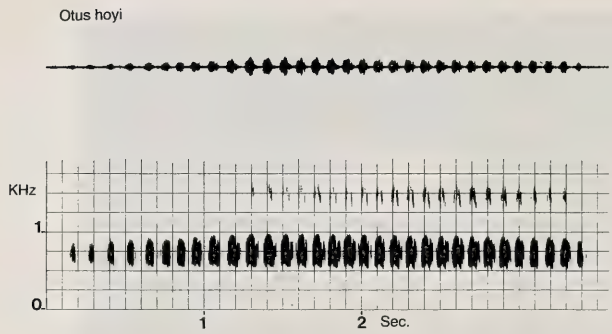


Abb. 5. Präparat von *Aegolius harrisii* aus Venezuela (Mus. Stuttgart, SMNS 9761). Foto: R. Harling. – Mounted specimen of *Aegolius harrisii* from Venezuela (Mus. Stuttgart, SMNS 9761).

rialen Lautäußerungen zu veranlassen. Der Revierbesitzer tut Vertretern einer anderen, möglicherweise mit ihm konkurrierenden Eulenart gegenüber kund, daß dieses Territorium besetzt ist, was er unter Umständen durch aggressive Handlungen unterstreicht. Die Antwort von Reviermännchen auf Playback anderer Eulenstimmen (ähnlich oder nicht) durch Gegengesang dürfte demnach weniger etwas über gegenseitiges Verstehen, als über das Bestreben ausdrücken, unerwünschte Konkurrenz zu verhindern. Ich habe solches Verhalten auch bei anderen Eulenarten beobachtet, die in keiner Weise miteinander verwandt waren, aber um die gleiche Nahrung sowie um Brutplätze konkurrierten.



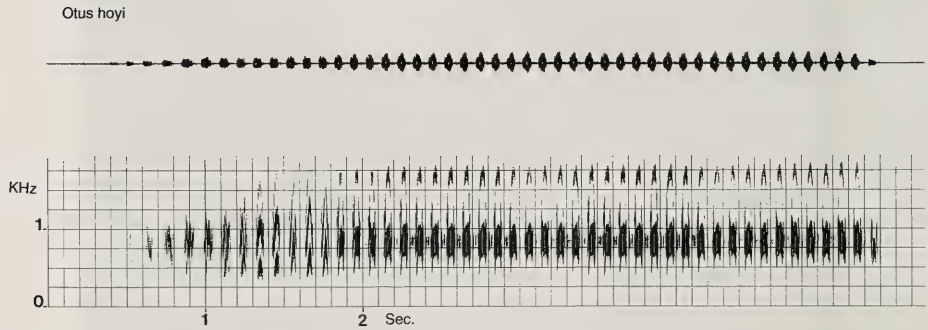


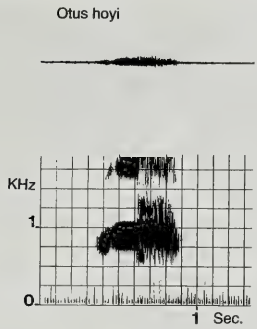
Abb. 6. B-Gesang von *Otus hoyi*, ♂ (oben). Chorro Blanco bei Chicoana, Salta, Argentinien. Sept. 1992. Aufn.: C. König. – B-song of *Otus hoyi*, ♂ (above). Chorro Blanco near Chicoana, Salta, Argentina. Sept. 1992.

Abb. 7. B-Gesang von *Otus hoyi*, ♀. La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentinien. Sept. 1987. Aufn.: C. König. – B-song of *Otus hoyi*, ♀. La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentina, Sept. 1987.

Der B-Gesang männlicher *Otus hoyi* ist deutlich kürzer als der A-Gesang. Wie dieser, so schwillt auch er allmählich an. Er ähnelt etwas dem von *Otus guatemalae*, es fehlt ihm aber der charakteristische Rhythmus eines auf einen harten Boden fallenden Tischtennisballes, den übrigens auch *Otus atricapillus* aufweist. Die Lautfolge des B-Gesangs bei *O. hoyi* ist dagegen gleichmäßig (Abb. 6).

Der B-Gesang weiblicher *Otus hoyi* hat den gleichen Rhythmus wie der männlicher Vögel, klingt aber höher und etwas heiser sowie leicht „guttural" (Abb. 7). Er hat absolut keine Ähnlichkeit mit dem weiblicher *Otus guatemalae* oder *atricapillus*. Als Kontaktruf fungiert ein weicher, leicht heiserer Laut, der sich etwa mit „juiju" wiedergeben läßt (Abb. 8). Erschreckt (eventuell auch aggressiv) äußert *Otus hoyi* laute, gedehnte Rufe auf „ü", die zu einer kurzen Folge gereiht werden (Abb. 9).

Otus choliba aus Trockenwäldern und Dornbusch (Abb. 10) verfügt über einen unverwechselbaren A-Gesang: ein kurzer, rollender Triller, dem meist 2–3 laute „staccato"-Rufe folgen. Diese Strophe wird in bestimmten Zeitabständen (abhängig von der Erregung des Vogels) wiederholt (Abb. 11). Vom Weibchen habe ich den A-Gesang bisher noch nicht gehört. Aufgeregt äußert *Otus choliba* einen kurzen



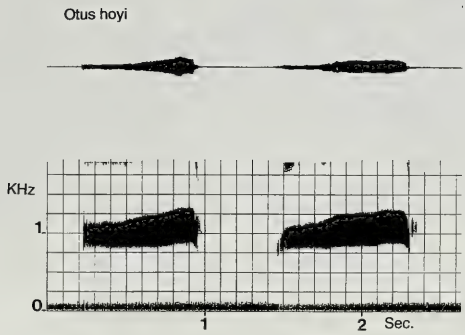


Abb. 8. Kontaktruf (?) von *Otus hoyi* (oben). La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentinien. Sept. 1992. Aufn.: C. König. – Contact-call (?) of *Otus hoyi* (above). La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentina. Sept. 1992.

Abb. 9. Laute Rufe (aggressiv?) von *Otus hoyi*, ♂. La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentinien. Sept. 1992. Aufn.: C. König. – Loud calls (aggressive?) of *Otus hoyi*, ♂. La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentina. Sept. 1992.

Triller, an den eine Folge von gellenden, wie „gu-guk gu-guk . . gu guh" klingenden Rufen angehängt wird.

Otus choliba äußert als B-Gesang eine kurze, „bubbernde" Folge (Abb. 12), die entfernt an den Gesang des Rauhfußkauzes (*Aegolius funereus*) erinnert. Ein leises, wie gehaucht klingendes „gwu" dient vermutlich als Kontaktlaut. Wenn sich das Männchen mit Beute dem in einer Baumhöhle brütenden Weibchen nähert, äußert es solche Rufe, wie auch einen unterdrückten, sehr leisen A-Gesang. In den östlich an die Yungas Boliviens und Perus anschließenden, tropischen Regenwäldern lebt ein weiterer *Otus*, der jedoch nur im Tiefland bleibt und nicht in höhergelegene Wälder vordringt. Er hat die Größe von *Otus guatemalae*, besitzt aber längere Federbüschel („Ohren") am Kopf und seine Augen sind nicht gelb, sondern braun: *Otus watsonii usta*.

Hekstra (1982) stellte diese Form als Subspezies zu *Otus atricapillus* und nannte sie *Otus atricapillus ustus*. Stimmlich unterscheidet sich diese Eule aber deutlich von *atricapillus*: der Gesang besteht aus gedehnten, hohlen „wub"-Rufen, die, sehr leise beginnend, in gemächlichem, regelmäßigem Rhythmus (etwa 2 pro Sekunde) zu langen Ketten gereiht werden (Abb. 13). In den Regenwäldern südlich des Ama-

Abb. 10. Typischer Lebensraum von *Otus choliba* im Trockenbusch des Gran Chaco, Provinz Salta, Argentinien. Foto: C. König. – Typical habitat of *Otus choliba* in the dry bush of Gran Chaco, Salta province, Argentina.

zonas ist diese Art weit verbreitet. Nördlich davon lebt (*Otus watsonii watsonii*, welcher lange Reihen aus kurzen „u"-Lauten in schneller Folge hören läßt. Wenn man die Form *usta* auch heute noch meist als Subspezies von *Otus watsonii* ansieht, so spricht nach neuerer Erkenntnis doch vieles dafür, daß es sich um eine eigene Art handelt, die *Otus usta* heißen müßte. Um diese Problematik eindeutig zu klären, wird noch mehr Beobachtungsmaterial benötigt werden; vor allem Lautäußerungen sowie Blutproben zur DNA-Sequenzierung sind gefragt.

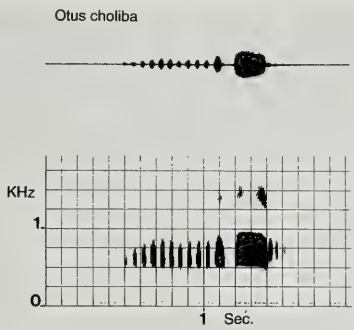
Otus usta schließt verbreitungsgmäßig fast an *Otus guatemalae* und *O. atricapillus* an (Paraspezies?). Es wäre denkbar, daß alle drei Arten im Rahmen einer Superspezies verwandt sind.

3.3. Kreischeulen und ihre Stimmen in tropisch/subtropischen Regenwäldern Südostbrasiliens und Nordostargentiniens (Misiones)

Die Reste natürlicher und naturnaher Wälder zwischen der Mündung des Iguazú in den Paraná und dem Oberlauf des Uruguay kann man grob in zwei Waldtypen aufteilen:

1. Die weitgehend geschlossenen Regenwaldgebiete tieferer Lagen (ca. 150–200 m) mit überwiegend tropischem Charakter (mindestens 350 frostfreie Tage im Jahr) (Abb. 14);
2. den meist aufgelockerten Bergwald der Sierra de Misiones zwischen Uruguay und Paraná, der zwischen etwa 300 und 800 m über NN anzutreffen ist. Dieser stellt eine Besonderheit dar, weil er gebietsweise mit Nadelbäumen (*Araucaria angustifolia*) natürlichen Ursprungs untermischt ist (Abb. 15).

Olrog (1959) führte für Misiones drei *Otus*-Arten an: *Otus choliba, Otus atricapillus* und *Otus sanctaecatarinae*. 1979 erwähnte er nur noch zwei Arten, weil er



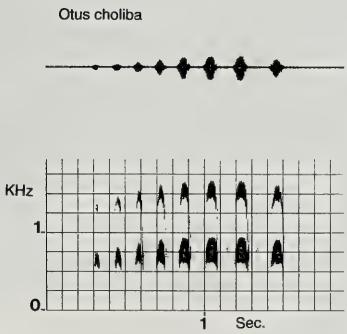


Abb. 11. A-Gesang von *Otus choliba*, ♂ (oben). Salta, Argentinien. Okt. 1987. Aufn.: C. König. – A-song of *Otus choliba*, ♂ (above). Salta, Argentina. Oct. 1987.

Abb. 12. B-Gesang von *Otus choliba*, ♂. Corralito, Salta, Argentinien. Sept. 1992. Aufn.: C. König. – B-song of *Otus choliba*, ♂. Corralito, Salta, Argentina. Sept. 1992.

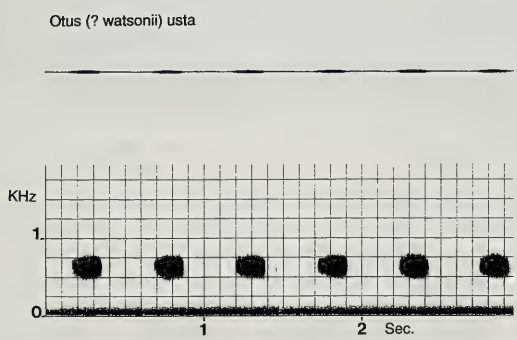


Abb. 13. A-Gesang (Teil) von *Otus* (?*watsonii*) *usta*. Manu Nationalpark, Peru. Aufn.: J. Weske (ARA-Records). – A-song (part) of *Otus* (?*watsonii*) usta. Manu National Park, Peru.

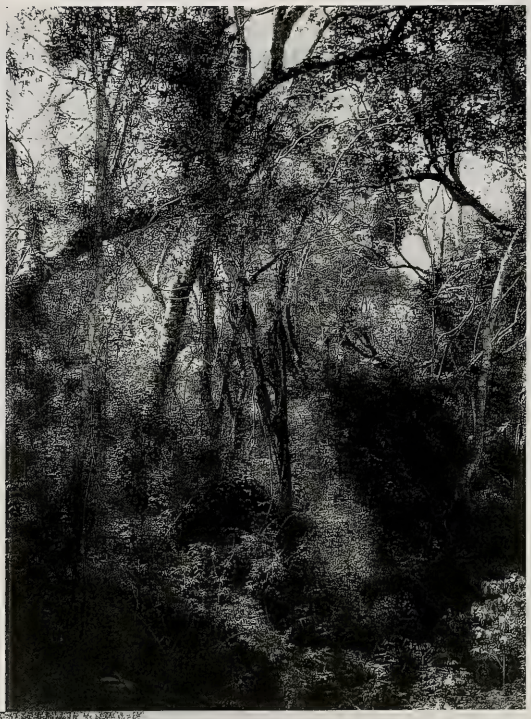


Abb. 14. Der „dschungelartige" Lebensraum von *Otus atricapillus* (oben) im Tiefland-Regenwald von Misiones (Wald der „Península" bei Iguazú), Argentinien. Foto: C. König. – The „jungle-like" habitat of *Otus atricapillus* (above) in the lowland rain forest of Misiones (forest of the „Península" near Iguazú), Argentina.

Abb. 15. Lebensraum von *Otus sanctaecatarinae* bei Bernardo de Irigoyen, Sierra de Misiones, Argentinien. Charakteristisch der aufgelockerte Wald mit eingestreuten Araukarien. Hier kommt auch *Otus choliba* vor. Foto: C. König. – Habitat of *Otus sanctaecatarinae* near Bernardo de Irigoyen in the Sierra de Misiones, Argentina. The open forest with large clearings and scattered *Araucaria* trees is rather characteristic for that species. Here also *Otus choliba* occurs.

Otus sanctaecatarinae als Subspezies von *O. atricapillus* betrachtete. HEKSTRA (1982) bestätigte OLROGS Auffassung auf Grund von Balgvergleichen. Zu diesem Zeitpunkt war nichts Gesichertes über Lautäußerungen dieser Vögel bekannt. Tonaufnahmen, die W. BELTON in Rio Grande do Sul (Brasilien) machte, wurden von J. W. HARDY (1980) auf einer Kassette publiziert und *O. sanctaecatarinae* zugeordnet. Inzwischen sind die Gesänge von *Otus atricapillus* und *Otus sanctaecatarinae* bekannt (MARSHALL, BEHRSTOCK & KÖNIG 1991, KÖNIG 1991 b), die Rückschlüsse auf den Artstatus beider Formen zulassen. Weitere Untersuchungsergebnisse, vor allem aus dem Jahr 1992, trugen inzwischen wesentlich dazu bei, das Bild zu vervollständigen.

Im gesamten Untersuchungsgebiet ist die Choliba-Eule (*Otus choliba*) weit verbreitet. Sie bewohnt hier aufgelockerte Tieflandregenwälder, landwirtschaftlich genutztes Gelände mit Bäumen und Büschen, Aufforstungen sowie lockere Waldbestände in der Sierra de Misiones. Die Lautäußerungen sind identisch mit denen der Vögel aus Salta und Jujuy sowie aus der „Monte"-Landschaft in der Provinz Córdoba und aus dem Amazonasgebiet von Peru. Unterschiede durch Dialektbildung konnten nicht festgestellt werden.

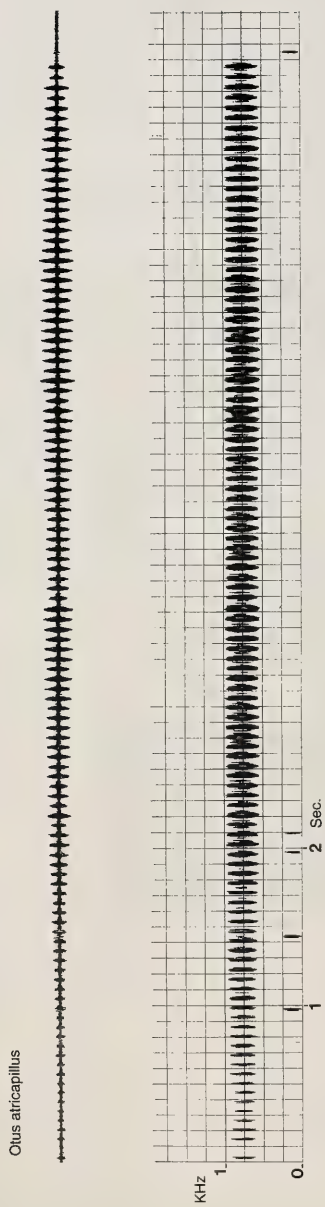
In den wärmsten Regionen von Misiones, das heißt im Bereich der Tieflandregenwälder, kommt neben *Otus choliba* eine weitere Kreisscheulenart vor, die jedoch dichteren Wald mit üppigem Unterwuchs bevorzugt: *Otus atricapillus*. Diese Schwarzkopf-Kreischeule lebt sonst nur noch in tropischen Waldgebieten Ostbrasiliens (nordwärts bis etwa Rio de Janeiro) und Ostparaguays (Amambay-Berge), wo man sie lokal (zum Beispiel am Cerro Corá) bis in etwa 600 m Höhe antreffen kann. In Misiones habe ich sie nur unterhalb von 250 m im nördlichsten Teil der Provinz (vom Nationalpark Iguazú und dessen Umgebung südwärts bis etwa zum Urugua-i-Stausee) gefunden. *Otus atricapillus* ist zweifellos eine wärmeliebende Art, die nur im tropischen Bereich auch etwas höher ins Gebirge vordringt. Als sich vor allem von Insekten ernährende Art, kann sie – als Jahresvogel – nur dort leben, wo größere Insekten (vor allem Laubheuschrecken) ständig vorhanden sind.

Wie die anderen *Otus*, so verfügt auch *Otus atricapillus* über zwei verschiedene Gesänge. Der A-Gesang ist ein langer Triller, der leise beginnt, dann in der Lautstärke anschwillt und fast abrupt abbricht (Abb. 16). Er hat eine gewisse Ähnlichkeit mit dem von *Otus hoyi* aus Nordargentinien und Südbolivien, ist aber schneller (etwa 14 Einzellaute in der Sekunde) und daher dem von *Otus guatemalae* zum Verwechseln ähnlich. Dies veranlaßte MARSHALL (1991), *Otus guatemalae* als Unterart von *Otus atricapillus* zu betrachten.

Der A-Gesang des Weibchens klingt höher und „blecherner" als der des Männchens (Abb. 17). Dasselbe gilt auch für den B-Gesang. Der B-Gesang ist wesentlich kürzer und erinnert im Rhythmus an den eines auf harten Boden fallenden Tischtennisballs („bouncing ball") (Abb. 18). Erschreckt läßt *Otus atricapillus* gellende Rufe hören (Abb. 19). R. STRANECK (mündliche Mitteilung) hörte beispielsweise diese Rufe, als ein Krabben-Waschbar (*Procyon crancrivorus*) unter der auf einem niedrigen Ast singenden Eule vorbeitrottete.

Otus atricapillus scheint südlich des Urugua-i (Nebenfluß des Paraná, nicht zu verwechseln mit dem Uruguay!) sowie in der Sierra de Misiones zu fehlen. Dort ist – wie überall – die Choliba-Eule weit verbreitet.

Eine weitere *Otus*-Art findet sich nur in der Sierra de Misones ab etwa 300 m über NN (Provinzpark Urugua-i) und in Bergen Südostbrasiliens: *Otus sanctaecatarinae*.



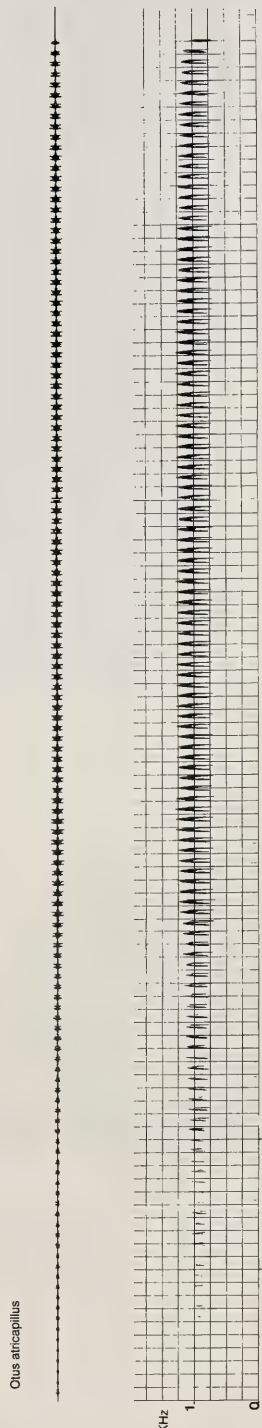
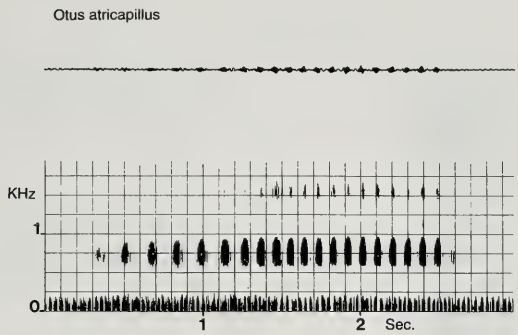


Abb. 16. A-Gesang von *Otus atricapillus*, ♂ (oben). Iguazú, Misiones, Argentinien. 26. 8. 1992. Aufn.: C. König. – A-song of *Otus atricapillus*, ♂ (above). Iguazú, Misiones, Argentina. 26-8-1992.

Abb. 17. A-Gesang von *Otus atricapillus*, ♀. Barreiro Rico, São Paulo, Brasilien. Aufn.: J. C. Magellhaes. – A-song of *Otus atricapillus*, ♀. Barreiro Rico, São Paulo, Brazil.



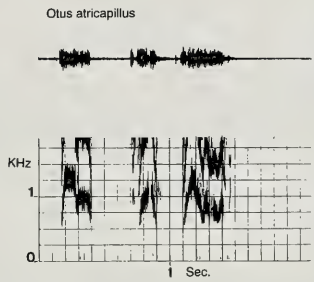


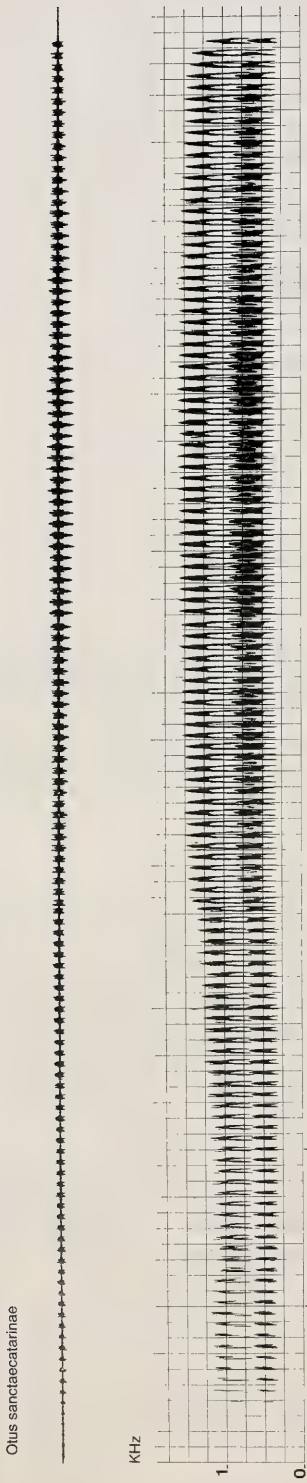
Abb. 18. B-Gesang von *Otus atricapillus*, ♂ (oben). Iguazú, Misiones, Argentinien. Nov. 1989. Aufn.: M. Castelino. – B-song of *Otus atricapillus*, ♂ (above). Iguazú, Misiones, Argentina. Nov. 1989.

Abb. 19. Rufe (aggressiv?) von *Otus atricapillus*, ♂. Iguazú, Misiones, Argentinien. Nov. 1989. Aufn.: R. Straneck. – Calls (aggressive?) of *Otus atricapillus*, ♂. Iguazú, Misiones, Argentina. Nov. 1989.

Sie bewohnt dort aufgelockerte Waldbestände sowie relativ offene Landschaften mit kleinen Wäldchen. Im Küstengebirge Südostbrasiliens geht sie über 1000 m hoch hinauf, wo sie manchmal hochmoorartige Landschaften mit kleinen Wäldchen (vielfach aus Araukarien) besiedelt. Der Schwerpunkt ihrer Verbreitung scheint in den brasilianischen Provinzen Santa Catarina und Rio Grande do Sul zu liegen. Wir beobachteten Paare dieser Art im Provinzpark Urugua-i (ca. 350 m über NN) bei Gobernador Lanusse und am Cerro Tigre (ca. 680 m über NN) zwischen Bernardo de Irigoyen und Tobuna.

An weiteren Eulenarten beobachteten wir dort: *Glaucidium brasilianum*, *Aegolius harrisii*, *Pulsatrix koeniswaldiana*, *Strix hylophila*, *Ciccaba virgata* und *Asio stygius*.

Otus sanctaecatarinae hat ähnliche Gefiederzeichnungen wie *O. atricapillus*, ist lediglich etwas größer mit kräftigerem Körperbau. Deshalb wurde sie bisher meist als Subspezies der letztgenannten angesehen (Hekstra 1982). Stimmlich unterscheidet sie sich aber deutlich von *atricapillus*, was wir aber erst seit kurzer Zeit wissen (König 1991 b). Der Gesang der Eule, den R. Straneck 1986 im Provinzpark Islas Malvinas (heute Urugua-i) aufnahm und der von W. Belton in Rio Grande do Sul (Hardy 1986) aufgenommene Triller, welche wir (König & Straneck 1989) als möglicherweise von *Otus atricapillus* stammend ansahen, sind die A-Gesänge von *Otus sanctaecatarinae*!



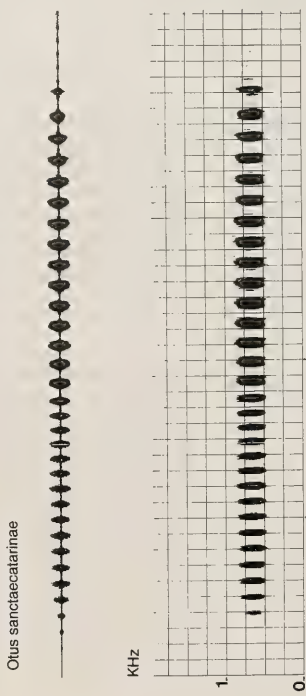
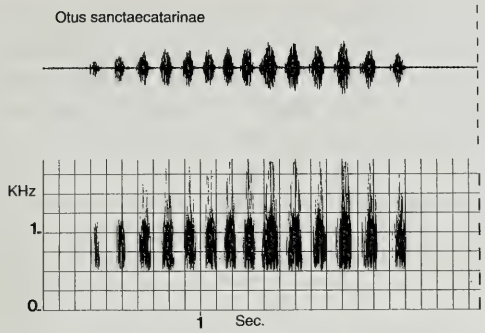


Abb. 20. A-Gesang von *Otus sanctaecatarinae*, ♂ (oben). Provinzpark Urugua-i, Misiones, Argentinien. Nov. 1989. Aufn.: C. König. – A-song of *Otus sanctaecatarinae*, ♂ (above). Provincial Park Urugua-i, Misiones, Argentina. Nov. 1989.

Abb. 21. B-Gesang von *Otus sanctaecatarinae*, ♂. Rio Grande do Sul, Brasilien. Aufn.: T. Parker. – B-song of *Otus sanctaecatarinae*, ♂. Rio Grande do Sul, Brazil.



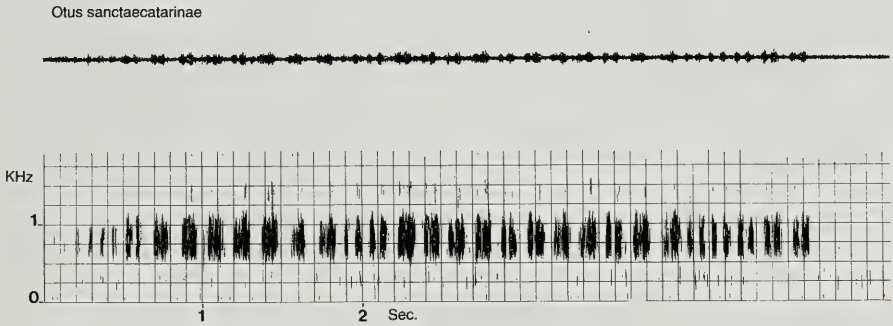


Abb. 22a. B-Gesang von *Otus sanctaecatarinae*, ♀ (oben). Rio Grande do Sul, Brasilien. Aufn.: W. Belton (ARA-records). – B-song of *Otus sanctaecatarinae*, ♀ (above). Rio Grande do Sul, Brazil.

Abb. 22b. B-Gesang (sehr erregt!) von *Otus sanctaecatarinae*, ♀. Cerro Tigre, zwischen Bernardo de Irigoyen und Tobuna, Sierra de Misiones, Argentinien. 28. 8. 1992. Aufn.: C. König. – B-song (very excited!) of *Otus sanctaecatarinae*, ♀. Cerro Tigre, between Bernardo de Irigoyen and Tobuna, Sierra de Misiones, Argentina. 28-8-1992.

Der A-Gesang des Männchens beginnt leise (fast knurrend) und steigert sich dann zu einem kräftigen Triller, der am Ende ziemlich abrupt abbricht. Die Lautfolge beträgt 14 Einzeltöne pro Sekunde. Im Sonagramm fällt der hohe Anteil an Obertönen auf, der diesen Gesang deutlich von denen anderer *Otus* unterscheidet. Durch die kräftigen Obertöne klingt er manchmal fast zweistimmig (Abb. 20). Vom Weibchen ist bis jetzt kein A-Gesang bekannt, es ist aber wohl anzunehmen, daß auch dieses über einen verfügt.

Der B-Gesang des Männchens ist eine relativ kurze Folge von Einzellauten, die zunächst in rascher Folge und dann immer langsamer werdend geäußert werden (ein umgekehrter „bouncing-ball"-Rhythmus!) (Abb. 21). Der B-Gesang des Weibchens besteht aus einer Folge rauher, fast reiherartig krächzender Laute, die wie „kräk-kräk- . . ." klingen und bei steigender Erregung in aus Doppellauten bestehende Reihen übergehen („wärrek-wärrek- . . .) (Belton 1984, Sick 1985) (Abb. 22 a, b). Solche Rufreihen habe ich noch von keiner anderen *Otus*-Art gehört. Der B-Gesang wird vor allem in Duett mit dem Männchen geäußert. Dabei beginnt häufig das Weibchen und der Partner fällt dann in die Strophe mit seinem B-Gesang ein, mit

dem dann auch das Duett ausklingt. Man hat manchmal den Eindruck, als sänge nur ein einziger Vogel!

Ein wie „wüjid" klingender Ruf hat vermutlich eine Kontaktfunktion. Wir hörten ihn vom Weibchen in der Nähe der Bruthöhle im Provinzpark Uugua-i sowie zwischen Bernardo de Irigoyen und Tobuna in der Sierra de Misiones (Abb. 23).

4. Erörterung der Befunde und taxonomische Rückschlüsse

Vergleicht man die Gesänge der hier behandelten Taxa, so fällt auf, daß *Otus choliba* im A-Gesang einen völlig anderen Aufbau hat. Der B-Gesang ist eine sehr kurze Folge und dadurch ebenfalls deutlich verschieden. Daß *Otus choliba* nicht konspezifisch mit den anderen Taxa sein kann, dürfte jedem einleuchten, der um den Umstand weiß, daß bei Eulen das gesamte Lautinventar angeboren ist.

Otus hoyi äußert als A-Gesang einen langen Triller, der an die A-Gesänge von *Otus atricapillus* und *Otus guatemalae* erinnert. Die Lautfolge ist jedoch langsamer (11 statt 14 Laute pro Sekunde) und die Töne sind „voller". Der A-Gesang des Weibchens ist dem der beiden Arten ähnlich, aber ebenfalls mit langsamerer Tonfolge. Der B-Gesang des Männchens ist eine relativ leise beginnende, regelmäßige Folge aus „staccato" geäußerten Einzellauten, deren Rhythmus sich so gut wie nicht ändert. Die beiden anderen Taxa äußern als B-Gesang den „bouncing-ball"-Rhythmus, wobei sie – im Gegensatz zu *O. hoyi* – sofort mit relativ kräftigen Rufen beginnen.

Der B-Gesang des Weibchens von *O. hoyi* klingt recht rauh und etwas „guttural", vor allem bei steigender Erregung. Von den B-Gesängen der Weibchen der anderen Arten unterscheidet er sich dadurch deutlich. Die „Schreckrufe" von *O. hoyi* sind langgezogene Laute, nicht kurze und harte Rufe wie bei *Otus atricapillus*.

So kann man nach den Lautäußerungen sowie nach den ökologischen Ansprüchen dieser Arten folgern, daß *Otus hoyi* von *atricapillus* und *guatemalae* spezifisch verschieden ist. Dies wurde inzwischen durch molekularbiologische Untersuchungen bestätigt (Heidrich, König & Wink 1993).

Dort wo mehrere, etwa gleichgroße Eulenarten nebeneinander vorkommen und auch miteinander in Konkurrenz treten, müssen stimmliche Äußerungen erkennen lassen, daß es sich um verschiedene Arten handelt. Deshalb gibt es bei diesen eine nur

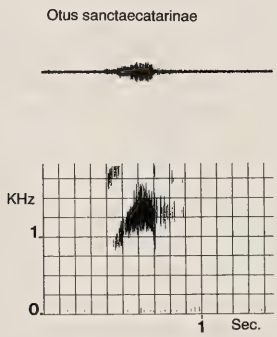


Abb. 23. Ruf (Kontaktruf?) von *Otus sanctaecatarinae*, ♀. Provinzpark Urugua-i, Misiones, Argentinien. Nov. 1989. Aufn.: C. König. – Call (contact-call?) of *Otus sanctaecatarinae*, ♀. Provincial Park Urugua-i, Misiones, Argentina. Nov. 1989.

relativ geringe individuelle Variation der Lautäußerungen, während in Regionen mit geringem interspezifischem Konkurrrenzdruck bestimmte Eulenarten sich eine etwas größere, stimmliche Variabilität „leisten" können, zum Beispiel Rauhfußkauz (*Aegolius funereus*) (KÖNIG 1968, 1969). Die Eulenarten tropischer und subtropischer Wälder sind dagegen – wegen der Sympatrie mit Konkurrrenten – gezwungen, sich streng an die für sie typischen Laute zu halten und diese möglichst wenig zu variieren. So werden unnötige Reibungsverluste vermieden, zumal ernährungsökologische Bedürfnisse bei den Nebelwaldarten offensichtlich verschieden sind. Damit kommt es beim Ertönen eines artfremden Gesanges in einem besetzten Revier lediglich zu einer mehr oder weniger deutlichen Besitzanzeige von kurzer Dauer. Anders ist es wenn Männchen der gleichen Art in demselben Revier singen (auch im Falle von Playback). Dann kommt es häufig zu heftigen Aggressionen von seiten des Revierinhabers. Somit dürfte klar zu erkennen sein, daß für uns manchmal geringfügige Unterschiede im Gesang für Eulen sehr entscheidend sein können, wie im Falle von *Otus hoyi, Otus guatemalae* und *Aegolius harrisii.*

MARSHALL (1978) wies als erster auf die taxonomische Bedeutung der Stimme bei Nachtvögeln hin. 1991 vertrat er die Ansicht, *Otus guatemalae* (Mexico bis Bolivien) und die in Nordostargentinien, Südostbrasilien und Ostparaguay lebende Schwarzkopf-Kreischeule (*Otus atricapillus*) seien vermutlich konspezifisch, weil sie äußerst ähnliche, ja fast identische Reviergesänge haben. Hier dürfte die Ähnlichkeit des Gesanges nicht entscheidend sein, da beide Populationen durch den über 700 km weiten Gran Chaco getrennt sind, in dem als einzige *Otus*-Art nur *Otus choliba* vorkommt. *Otus guatemalae* und *Otus atricapillus* sind Standvögel. Sie können es sich „leisten" ähnliche Gesänge zu haben, da sie kaum je einmal zueinander Kontakt haben werden. *Otus guatemalae* dürfte als parapatrisch zu *O. hoyi* und als allopatrisch zu *O. atricapillus* anzusehen sein. Die Verbreitung dieser Kreischeule schließt nördlich an die von *O. hoyi* an. Dabei bewohnt sie im zentralen Bolivien zunächst tiefere Lagen der Yungas, um dann äquatorwärts auch in Höhen von über 1000 m vorzudringen.

Otus guatemalae bolivianus, die südlichste Subspezies dieser Art, wurde aus dem unteren (tropischen!) Yunga-Bereich im Nordosten der bolivianischen Provinz Cochabamba beschrieben (BOND & MEYER DE SCHAUENSEE 1941; etwa 300 m über NN im Mündungsgebiet des Río Chaparé in den Río Mamoré) (Abb. 24). Es ist die südlichste Unterart von *Otus guatemalae*, die aber anscheinend keinen Kontakt zu dem in höheren Lagen (ab etwa 1000 m) weiter südlich („tucumanisch-bolivianischer Wald") vorkommenden *Otus hoyi* hat.

Die amazonische Kreischeule *Otus* (?*watsonii*) *usta* schließt sich im Wesen ihrer Verbreitung an *Otus guatemalae*, im Osten (Bereich des Mato Grosso) an *Otus atricapillus* an. Stimmlich ist sie von beiden deutlich unterschieden, was bezüglich der Gefiederzeichnung nicht der Fall ist. *Otus atricapillus* hat keinen Kontakt zu *Otus guatemalae*. Trotzdem ist es sehr wahrscheinlich, daß beide miteinander verwandt sind (Allospezies). Zwischen den Verbreitungsgebieten beider Arten liegt das von *Otus* (?*watsonii*) *usta* sowie der Trockenbusch des Gran Chaco, in dem als einzige *Otus*-Art *Otus choliba* vorkommt. Letztere dürfte in keiner näheren Verwandtschaft zu ihnen stehen. Es wäre aber denkbar, daß die Arten *atricapillus, guatemalae, hoyi* und (*watsonii*) *usta* in einunddenselben Artenkreis gehören. Dafür spricht die Ähnlichkeit des Aufbaus der A-Gesänge: Alle vier Arten äußern längere, gleichmäßige Folgen aus Einzellauten, die aber vor allem in der Zahl der Einzeltöne pro Sekunde

Abb. 24. Holotypus von *Otus guatemalae bolivianus* aus dem Mündungsgebiet des Río Chaparé in den Río Mamoré, Cochabamba, Bolivien (Acad. Natural Sci. Philadelphia, ANSP 146339). Foto: R. Ridgely.

Unterschiede aufweisen. Demnach könnte man auch *Otus sanctaecatarinae* mit in diesen Artenkreis aufnehmen, als Paraspezies zu *Otus atricapillus*. Dieser wäre dann als *Otus atricapillus*-Superspezies (*atricapillus* ist der älteste all dieser Namen) anzusehen.

Bei dieser Betrachtungsweise stellt man fest, daß Allospezies (*O. atricapillus*/ *O. guatemalae*) sehr ähnliche Gesänge haben können, während bei Paraspezies (*O. atricapillus*/*O. sanctaecatarinae*, oder *O. atricapillus*/*O.* (?*watsonii*) *usta* sowie *O. guatemalae*/*O. hoyi*) größere Unterschiede zu beobachten sind. Dies unterstreicht die Bedeutung stimmlicher Äußerungen als Isolationsmechanismen. Man kann annehmen, daß alle Arten eines solchen „Artenkreises" von einer gemeinsamen

„Urahnenspezies" abstammen, die einst möglicherweise vom Amazonasgebiet bis in die Bergwälder der Ostanden sowie bis ins südöstliche Brasilien verbreitet war. Von dieser wurden im Laufe der Erdgeschichte (wohl während des Pleistozäns) verschiedene Populationen durch mehrfache, tiefgreifende Veränderungen des Klimas, welche eine Änderung der Waldverbreitung zur Folge hatten, voneinander längere Zeit isoliert. Sie mußten sich an die jeweiligen Verhältnisse ihrer Lebensräume anpassen. Ein Genaustausch fand nicht mehr statt. So entwickelten sie sich allmählich zu selbständigen Arten. Dabei konnten es sich Allospezies „leisten" ihr Lautinventar weitgehend unverändert zu lassen, weil kein Anlaß bestand, es zu verändern. Bei Paraspezies ist dies etwas anderes. Als deren Populationen nach Tausenden von Jahren wieder miteinander Kontakt bekamen, mußten bestimmte, stimmliche Äußerungen aus dem Lautinventar abgeändert werden. Wenn Stimmen als interspezifische Isolationsmechanismen fungieren sollen, müssen diese nämlich so weit abgewandelt werden, damit eine Vermischung beliebigen Umfangs bei parapatrischen Arten verhindert wird, wenn es in seltenen Fällen auch zu Hybridisierungen kommen mag. Solche Bastarde sind dann aber meist unfruchtbar oder in ihrer Fortpflanzung behindert. Je größer die Möglichkeit des Kontaktes zwischen parapatrischen Arten ist, um so größer müssen auch die stimmlichen Unterschiede sein. Ein gutes Beispiel hierfür ist *Otus* (?*watsonii*) *usta* im Vergleich zu *Otus atricapillus* und *Otus guatemalae*.

Otus hoyi und *Otus guatemalae* sind Paraspezies, die kaum Kontakt zueinander haben. Ihre A-Gesänge sind zwar ähnlich, die B-Gesänge jedoch deutlich verschieden. Gerade letztere spielen aber bei der Balz eine wesentliche Rolle. Sie sind daher wohl die wichtigsten, interspezifischen Isolationsmechanismen. Ähnlich ist es im Hinblick auf die Paraspezies *Otus atricapillus* und *Otus sanctaecatarinae*, zumal bei diesen ein lokaler Kontakt denkbar wäre. Die nächsten Vorkommen beider Arten liegen nach unseren Feststellungen nur etwa 30 km auseinander! Auch bei ihnen ist der B-Gesang anscheinend die wichtigere, artisolierende Lautäußerung. Vermutlich sind bei den Gesängen Rhythmus, Geschwindigkeit der Lautfolge und Tonhöhe sowie Klangfärbung (Obertöne!) die wichtigsten spezifischen Parameter. Bei allen Lautäußerungen lassen Unterschiede auch Verschiedenheiten im Bau des Syrinx vermuten.

Die Untersuchungen haben gezeigt, daß Bioakustik eine große Bedeutung für die Taxonomie hat. Dies gilt nicht nur für Eulen, sondern auch für die meisten Vogelgruppen, bei denen die Stimme als Komunikationsmittel wesentlich ist. Auf diesem Gebiet wird im Hinblick auf die Taxonomie der Vögel in Zukunft noch manches zu erwarten sein. Ähnliches gilt auch bezüglich vieler Froschlurche, bei denen stimmliche Äußerungen wichtige Kommunikationsmittel und somit als interspezifische Isolationsmechanismen taxonomisch von vorrangiger Bedeutung sind.

5. Kennzeichen und Verbreitung der vier *Otus*-Arten des südlichen Südamerika

Wie bereits erwähnt, sind die meisten Arten der Gattung *Otus* einander sehr ähnlich, so daß eine spezifische Zuordnung nach dem Gefieder äußerst schwierig ist. Dazu kommt noch, daß alle Arten verschiedene Farbvarianten (Morphen) haben, die zeitlebens erhalten bleiben. Die vor allem im englischsprachigen Schrifttum häufig verwendete Bezeichnung „Phase" für dieses Phänomen ist deshalb falsch, weil Phasen zeitlich begrenzt sind.

Was bezüglich Färbung und Gefiederzeichnung gilt, trifft auch im Hinblick auf Maße und Gewichte zu. Auch hier gibt es bei allen Arten Überschneidungen. Trotzdem kann man sie unterscheiden, auch wenn man ihre Stimme nicht kennt, was zum Beispiel bei Balgmaterial die Regel ist. Einige wesentliche Merkmale sind nachfolgend aufgeführt.

Nach der DNA-Sequenzierung betragen die Basenunterschiede zwischen den vier behandelten Arten zwischen 9,5 und knapp 13%. Normalerweise kann man bei Unterschieden von über 2% von selbständigen Spezies sprechen. Die Artstatus dürfte somit geklärt sein.

5.1. *Otus choliba* (Vieillot 1817)
(Choliba-Eule, Alilicuco común, Tropical Screech Owl)

Wie alle Arten der Gattung, hat *Otus choliba* ein kryptisch gezeichnetes Gefieder (3 verschiedene Farbmorphen) mit einer weißlichen Fleckenreihe in der Schultergegend und kleinen „Federohren", die bei Erregung aufgestellt werden. Typisch für diese Art ist ein „Fischgrätenmuster" auf den Deckfedern der Unterseite: diese haben einen kräftigen, dunklen Schaftstrich, der sich in der Breite kaum verändert und von dem in ziemlich regelmäßigem Abstand dunkle, relativ gerade Querzeichnungen abgehen (Abb. 25). Diese relativ regelmäßige, an Fischgräten erinnernde

Abb. 25. *Otus choliba*, rote Morphe. Gran Chaco bei Santa Victoria Este, Salta, Argentinien. Foto: C. König. – *Otus choliba*, red morph. Gran Chaco near Santa Victoria Este, Salta, Argentina.

Abb. 26. Verbreitung der Arten *Otus choliba, Otus atricapillus, Otus hoyi* und *Otus sanctaecatarinae* in Südamerika. Skizze: M. Grabert. – Distribution of *Otus choliba, Otus atricapillus, Otus hoyi*, and *Otus sanctaecatarinae* in South America.

Zeichnung ist typisch für *Otus choliba*. Der dunkle Schaftstrich ist meist nicht auffallend stärker als die Seitenäste. Es gibt aber lokal Stücke mit breiteren, schwärzlichen Schaftstrichen, wie zum Beispiel in Misiones (*Otus choliba uruguaiensis*). Der Scheitel hebt sich farblich nicht von der restlichen Oberseite ab. Ein heller Saum um den Hinterkopf fehlt normalerweise. Ich habe jedoch einzelne Stücke aus dem Raum São Paulo (Brasilien) in der Hand gehabt, bei denen ein heller Saum angedeutet vorhanden war. Der Gesichtsschleier ist kräftig dunkel umsäumt, besonders breit an den Seiten.

Die Iris hat eine gelbe Färbung. Es soll aber gelegentlich Stücke mit bräunlichen Augen geben (Sick briefliche Mitteilung). Die Füße sind relativ klein (größte Spanne zwischen Krallenansatz der Hinterzehe und der längsten Vorderzehe um 32 mm); die nackten Zehen haben eine graubräunliche Färbung. Der Schnabel ist grünlichgelb.

Otus choliba ist die kleinste der vier Arten. Die Flügellänge (chord) beträgt meist um 165 mm, das Gewicht in der Regel unter 110 g.

Otus choliba ist im tropischen und subtropischen Südamerika weit verbreitet. Die Art fehlt lediglich im westlichen Peru und in Chile sowie im südlichen Argentinien (Patagonien) (Abb. 26). Sie kommt im offenen Gelände mit Baumgruppen, im Trokkenbusch sowie in aufgelockerten Wäldern aller Art vor, meidet jedoch montane Nebelwälder.

5.2. *Otus hoyi* König & Straneck 1989
(Bergwald-Kreischeule, Alilicuco yungueño, Montane Forest Screech Owl)

Diese Art hat – wie alle übrigen – eine graue, eine braune und eine rötliche Morphe. Die Federn der Unterseite haben im Brustbereich kräftige Schaftstriche, die sich vor allem im oberen Brustbereich nach unten fast schaufelartig verbreitern. Von diesen gehen nur wenige, bogenförmige Queräste ab, wodurch die Zeichnung der Unterseite viel gröber wirkt, als bei *O. choliba* (Abb. 27). Außerdem geht der obere Rand des Gesichtsschleiers („Augenbrauen") nicht leicht geschwungen in die Vorderkante der „Federohren" über, sondern wirkt dort „geknickt". Dies fällt auf, wenn man einen lebenden Vogel in der Hand hält und dieser aufgeregt die Federohren aufrichtet (Abb. 28).

Der Scheitel ist normalerweise nicht dunkler als die restliche Oberseite, es kommen aber Stücke vor, bei denen die Mitte des Oberkopfes eine leicht dunklere

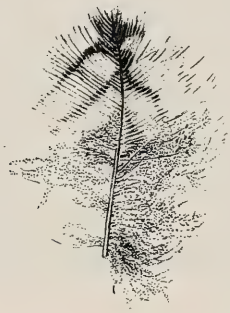


Abb. 27. Brustfeder von *Otus hoyi*. Skizze: C. C. Olrog. – Feather of the upper breast of *Otus hoyi*.

Abb. 28. *Otus hoyi*, ♂, braune Morphe (links). Man beachte die geknickten, hellen Augenbrauen sowie die „grobe" Zeichnung der Unterseite im Vergleich zu *O. cholbia*! La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentinien. Foto: I. KÖNIG. – *Otus hoyi*, ♂, brown morph (left). Note the „broken" line between „ear-tips" and eyebrows and the coarse markings of the underside in comparison with *Otus choliba*! La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentina.

Abb. 29. Oberseite von *Otus hoyi*, ♀ (braune Morphe) (rechts). Man beachte die helle Umsäumung des Hinterkopfes! La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentinien. (Mus. Stuttgart, SMNS 63630). Foto: C. KÖNIG. – Upperside of *Otus hoyi*, ♀. Note the clear border around hind-head! La Cornisa de Jujuy, Salta, Argentina. (Mus. Stuttgart, SMNS 63630).

Färbung aufweist. Um den Hinterkopf zieht sich immer ein heller, meist weißlicher Saum (Abb. 29). Die Umrandung des Gesichtsschleiers ist nur an den Seiten kräftig, das heißt nicht so ausgeprägt wie bei voriger Art. Schnabel und Färbung der Zehen sind ähnlich wie bei *Otus choliba*. Die Farbe der Iris ist meist hellgelb, beim Typus war sie trübgelb. Die Füße sind etwas kräftiger als bei der vorigen Art mit einer Zehenspanne von etwa 38 mm.

Etwas größer als *Otus choliba* hat *Otus hoyi* im allgemeinen eine größere Flügellänge, die in den meisten Fällen über 170 mm liegt. Das Gewicht bewegt sich normalerweise zwischen 115 und 145 g.

Abb. 30. *Otus atricapillus*, ♂, graue Morphe mit bernsteingelber (!) Iris. Iguazú, Misiones, Argentinien. Foto: C. König. – *Otus atricapillus*, ♂, grey morph with amber-yellow (!) Iris. Iguazú, Misiones, Argentina.

Otus hoyi ist eine endemische Art des bolivianisch-tucumanischen Waldes (Südliche Yungas). Ihre Verbreitung beschränkt sich auf diese Waldformation am Osthang der Anden von der argentinischen Provinz Tucumán (vielleicht auch vom nordöstlichsten Catamarca) bis in die bolivianische Provinz Santa Cruz. Außerdem kommt sie in den Yungas der Vorberge der Anden (Sierra de Santa Bárbara, Cerro Crestón, Nationalpark „El Rey", Cerro Calilegua) vor (Abb. 26).

5.3. *Otus atricapillus* (Temminck 1822)
(Schwarzkappen-Kreischeule, Alilicuco tropical, Black-capped Screech Owl)

Diese Eule ähnelt in der Gefiederzeichnung sehr der vorigen Art. Der Oberkopf ist jedoch stets deutlich dunkler (oft einfarbig schwärzlich). Auf der Brust haben die dunklen Schaftstriche neben den kräftigen Querästen noch zusätzlich feine, wellenförmige Querzeichnungen. An beiden Seiten der Vorderbrust zieht sich vielfach ein schwärzlicher Streifen abwärts, der aus nach unten beilförmig verbreiterten Schaftstrichen besteht. Diese „Krawatte" wurde auf der Abbildung zu Temmincks Beschreibung (1822) dargestellt. Sie ist aber nicht arttypisch, sondern kommt auch bei anderen *Otus*-Arten vor. Der Hinterkopf wird stets von einem hellen Saum umrandet.

Otus atricapillus tritt in einer grauen, braunen und roten Morphe auf. Die Farbe der Iris ist meist ein dunkleres Braun, in selteneren Fällen auch bernsteingelb. Der Vogel auf Abb. 31 aus einem Waldgebiet bei Iguazú (Misiones) gehört der grauen Morphe an und hat kräftig bernsteingelbe Augen (Abb. 30). Bei ihm sieht man auch

den gleichmäßigen Verlauf der „Augenbrauen" bis zu den Federohren. Der deutliche Knick, welcher auf dem Foto von *Otus hoyi* zu sehen ist, fehlt hier völlig. Beide Vögel befanden sich bei der Aufnahme in der gleichen Situation. *Otus atricapillus* ist etwa gleichgroß wie *Otus hoyi*. Die Flügellänge varriert zwischen 165 und 184 mm und beträgt im Durchschnitt um 175 mm, die Spannweite der Zehen um 40 mm. Das Gewicht liegt meist zwischen 115 und 140 g, im Durchschnitt um 130 g.

Der Basenunterschied nach der DNA-Sequenzierung zu *Otus guatemalae*, *hoyi* und *sanctaecatarinae* beträgt jeweils um 10%. Die Vermutung von MARSHALL (1991) und SIBLEY & MONROE (1990), *Otus atricapillus* und *O. guatemalae* seien konspezifisch wird dadurch nicht bestätigt.

Otus atricapillus ist überwiegend in tropischen Wäldern Südostbrasiliens und Ostparaguays verbreitet und geht nur bis in den nördlichsten Teil der argentinischen Provinz Misiones nach Süden. Ihre Verbreitung deckt sich dort weitgehend mit den Regionen, in denen die Zahl frostfreier Tage im Jahr mehr als 350 beträgt. Man findet sie in dichten, unterwuchsreichen Wäldern (meist Sekundärwäldern), wie zum Beispiel im Nationalpark Iguazú sowie im Waldgebiet der „Peninsula" südlich von Iguazú (Abb. 26).

5.4. *Otus sanctaecatarinae* (Salvin 1897)
(Santa Catarina-Eule, Alilicuco grande, Long-tufted Screech Owl)

Otus sanctaecatarinae ist die größte der vier Arten. Im Gefieder ähnelt sie sehr stark voriger Spezies und auch *Otus hoyi*. Die Zeichnungen des Gefieders der Unterseite sind „gröber" als bei beiden Arten. Außerdem tragen die Federn in der Mitte der Vorderbrust kräftige, sich nach unten allmählich verbreiternde Schaftstreifen von schwärzlicher Färbung (Abb. 31). Der Oberkopf ist im zentralen Bereich dunkel, das heißt nicht so ausgedehnt schwärzlich wie bei *Otus atricapillus*. Um den Hinterkopf zieht sich ein heller Saum. Die Federohren sind auffallend lang. Die Iris ist meist gelb gefärbt. Es gibt aber auch Stücke mit hellbraunen Augen. Ich habe zwei Vögel mit hellbrauner Iris am Cerro Tigre bei Bernardo de Irigoyen (Misiones) gesehen. Außerdem hat ein von PARTRIDGE 1952 gesammeltes Exemplar auf dem Etikett den Vermerk „Iris pardo". Der Schnabel ist graugrünlich, die nackten Zehen sind hell graubraun.

Neben dem massigeren Körper (Gewicht etwa zwischen 140 und 160 g), sind die relativ großen Füße mit deutlich stärkeren Zehen auffällig. Die Zehenspanne beträgt um 45 mm. Beim Vergleich von Skelettmaterial ist festzustellen, daß Humerus, Femur und Tarsus deutlich stärker und größer sind als bei den anderen Arten.

HEKSTRA (1982) betrachtete *Otus sanctaecatarinae* als Unterart von *Otus atricapillus* im Stadium einer „incipient species", weil er eine Überschneidung der Flügelmaße und große Ähnlichkeit im Gefieder feststellte. So sah er nur diejenigen Vögel als *sanctaecatarinae* an, die ein Flügelmaß von über 190 mm hatten. Die Maße überschneiden sich aber mit denen von *O. atricapillus* und *O. hoyi*! So variiert die Flügellänge (chord) bei *Otus sanctaecatarinae* zwischen 181 und über 200 mm. Die meisten bewegen sich um 190 mm. Weibchen sind deutlich größer als Männchen.

Wie die beiden vorigen Arten, so hat auch *Otus sanctaecatarinae* eine relativ eng begrenzte Verbreitung, die sich weitgehend auf die brasilianischen Staaten Santa Catarina und Rio Grande do Sul beschränkt. Sie kommt außerdem noch in bergigen Regionen von Uruguay sowie (relativ selten!) in der Sierra de Misiones (Argentinien) vor, wo sie vermutlich ihre westlichsten Vorposten hat (Abb. 26). Unter den unter-

Abb. 31. Bälge von *Otus sanctaecatarinae* (links), ♂, braune Morphe, Tobuna, Misiones, Argentinien (Mus. Stuttgart, SMNS 63640) und von *Otus atricapillus* (rechts), ♂, braune Morphe, Iguazú, Misiones, Argentinien (Mus. Stuttgart, SMNS 63644). Foto: R. Harling. Man beachte die unterschiedliche Körpergröße sowie die geringfügigen Unterschiede in der Gefiederzeichnung! – Skins of *Otus sanctaecatarinae*, ♂ (left), brown morph, Tobuna, Misiones, Argentina (Mus. Stuttgart, SMNS 63640) and *Otus atricapillus*, ♂ (right), brown morph, Iguazú, Misones, Argentina (Mus. Stuttgart, SMNS 63644). Note the difference in body-size and the slight differences in markings of the plumage!

suchten Museumsbälgen befinden sich Exemplare von *O. atricapillus* und *O. sanctaecatarinae*, bei denen der gleiche Fundort: „Blumenau, Santa Catarina" angegeben ist. Ich glaube kaum, daß dort beide Arten sympatrisch vorkamen oder noch vorkommen. Vermutlich stammten die *atricapillus* aus tiefer gelegenen Wäldern, die *sanctaecatarinae* aus aufgelockerten Waldgebieten in größerer Höhe. In Blumenau befand sich lange Zeit eine Sammelstelle für naturkundliches Material. Deshalb wurden vermutlich alle dort abgelieferten Stücke vor dem Versand nach Europa mit „Blumenau" als Herkunft bezeichnet, was dann natürlich wenig über deren tatsächlichen Fundorte aussagt.

Die Arten *Otus atricapillus, O. hoyi* und *O. sanctaecatarinae* bilden, wie bereits erwähnt, sehr wahrscheinlich die *Otus atricapillus*-Superspezies, zu der möglicherweise auch noch weitere Arten, wie *Otus guatemalae* und *Otus* (? *watsonii*) *usta* als parapatrische, bzw. allopatrische Arten gehören. Über die systematische Stellung dieser Formen zueinander nach Ergebnissen molekularbiologischer Untersuchungen (PCR, DNA-Sequenzierung), wird an anderer Stelle berichtet werden. Ihr auf bioakustischen und ökologischen Erkenntnissen begründeter Artstatus wurde inzwischen durch solche Arbeiten bestätigt.

6. Literatur

AMADON, D. & J. BULL (1988): Hawks and Owls of the world. An annotated list of species. – Proc. west. Found. Vertebr. Zool. **3** (4): 269–273; Los Angeles.

BELTON, W. (1984): Birds of Rio Grande do Sul. Brazil. Part 1. Rheidae through Furnariidae. – Bull. Am. Mus. nat. Hist. **178** (4): 369–636; New York.

BOCK, W. & J. FARRAND (1980): The number of species and genera of recent birds: A contribution to comparative systematics. – Am. Mus. Novit. 2703: 1–29; New York.

BOND, J. & R. MEYER DE SCHAUENSEE (1941): Decriptions of new birds from Bolivia. Part IV. – Notul. Nat. **93**: 2; Philadelphia.

BROWNING, M. R. (1989): The type specimens of HEKSTRA's owls. – Proc. biol. Soc. Wash. **102** (2): 515–519; Washington.

BURTON, J. A. (1992): Owls of the world. – 216 pp.; Wallingford (Eurobook Peter Lowe).

CRACRAFT, J. (1973): Species concepts and speciation analysis. – Curr. Ornithol. **34**: 159–187; New York.

ECK, S. & H. BUSSE (1981): Eulen. Die rezenten und fossilen Formen. Aves, Strigidae. – Neue Brehm Bücherei Nr. 469: 195 S.; Wittenberg-Lutherstadt.

FITZPATRICK, J. W. & J. P. O'NEILL (1986): *Otus petersoni*, a new Screech-Owl from the eastern Andes, with systematic notes on *Otus colombianus* and *O. ingens*. – Wilson Bull. **98** (1): 1–14; Washington.

FJELDSÅ, J. & N. KRABBE (1990): Birds of the High Andes. – 892 pp.; Copenhagen.

HAFFER, J. (1974): Avian speciation in tropical South Amerika. – Publs Nuttall. orn. Club **14**: 1–390; Cambridge, Mass.

– (1987): Über Superspezies bei Vögeln. – Annln naturhist. Mus. Wien (B) **88/89**: 147–166 (1986); Wien.

– (1988): Ornithologists and species concepts. – Proc. Int. 100. DO-G-Meeting, Current Topics Avian Biol.: 57–60; Bonn.

– (1990): Geoscientific aspects of allopatric speciation. – *In*: PETERS, G. & HUTTERER, R. (Hrsg.): „Vertebrates in the tropics": 45–60; Bonn.

– (1991): Artbegriff und Artbegrenzung im Werk des Ornithologen ERWIN STRESEMANN (1889–1972). – Mitt. zool. Mus. Berl. (Suppl.) **67**: Ann. Orn. 15: 77–91; Berlin.

HARDY, J. W. (1980): Voices of New World Nightbirds. – Ara Records, Nr. 6; Gainesville, Fla. [Tonkassette].

– (1986): Voices of New World Nightbirds. – Ara Records, Nr. 6; – Gainesville, Fla. [Tonkassette].

HARDY, J. W., B. B. COFFEY & G. B. REYNARD (1989): Voices of New World Owls. – Ara Records, Nr. 16. – Gainesville, Fla. [Tonkassette].

HEIDRICH, P., C. KÖNIG & M. WINK (1993): Molekulare Phylogenie der Eulen. – DO-G, Kurzfassung (1 p.) im Programmheft zur Jahresversammlung 1993; Meerane.

HEKSTRA, G. P. (1982): „I don't give a hoot . . ." A revision of the American Screech Owls (*Otus*, Strigidae). – Diss., 131 pp.; Univ. Amsterdam.

HINKELMANN, C. (1990): Informationen über die Bergwald-Kreischeule *Otus hoyi* n. sp. und Anmerkungen zur Artzugehörigkeit südamerikanischer Zwergohreulen. – Trochilus **11**: 133–135; Bonn.

HUECK, K. (1966): Die Wälder Südamerikas. Ökologie, Zusammensetzung und wirtschaftliche Bedeutung. – 422 pp.; Stuttgart.

KLEINSCHMIDT, O. (1900): Arten oder Formenkreise? – J. Ornith. **48**: 134–139; Berlin.

KÖNIG, C. (1968): Lautäußerungen von Rauhfußkauz (*Aegolius funereus*) und Sperlingskauz (*Glaucidium passerinum*). – Vogelw. (Beih.) **1**: 115–138; Berlin & München.

– (1969): Sechsjährige Untersuchungen an einer Population des Rauhfußkauzes (*Aegolius funereus*). – J. Ornith. **110** (2): 133–147; Berlin.

– (1991a): Zur Taxonomie und Ökologie der Sperlingskäuze (*Glaucidium* spp.) des Andenraumes. – Ökol. Vögel **13**: 15–76; Ludwigsburg.

– (1991b): Zur Taxonomie der Kreischeulen (*Otus* spp.) des südlichen Südamerika. – J. Ornith. **132** (2): 209–214; Berlin.

KÖNIG, C. & R. STRANECK (1989): Eine neue Eule (Aves: Strigidae) aus Nordargentinien. – Stuttg. Beitr. Naturk. (Ser. A) Nr. 428: 1–20; Stuttgart.

MARSHALL, J. T. (1967): Parallel variation in North and Middle American Screech Owls. – Monogr. west. Found. Vertebr. Zool. **1**: 1–72; Los Angeles.

– (1978): Systematics of smaller Asian night birds based on voice. – Orn. Monogr. **25**: 1–58.

– (1991): Variable Screech Owl (*Otus atricapillus*) and its relatives. – Wilson Bull. **103** (2): 314–315 [mit Skizzen als Frontispiz]; Washington.

MARSHALL, J. T., R. BEHRSTOCK & C. KÖNIG (1991): (Kommentar zu den Kassetten) Voices of the New World Nightjars and their allies (Caprimulgiformes); voices of the New World Owls (Strigiformes). – Wilson Bull. **103** (2): 311–314; Washington.

MARTENS, J. & S. ECK (1991): *Pnoepyga immaculata* n. sp., eine bodenbewohnende Timalie aus dem Nepal-Himalaya. – J. Ornith. **132**: 179–198; Berlin.

MAYR, E. (1940): Speciation phenomena in birds. – Am. Nat. **74**: 249–278; Lancaster, Pa.

– (1942): Systematics and the origin of species from the viewpoint of a zoologist. – 334 pp.; New York (Columbia Univ. Press).

– (1963): Animal species and evolution. – 797 pp.; Cambridge, Mass. (Haward Univ. Press).

MCKITTRICK, M. C. & R. M. ZINK (1988): Species concepts in Ornithology. – Condor **90**: 1–14; Lawrence, Kansas.

MEYER DE SCHAUENSEE, R. (1982): A guide to the birds of South America. – 470 pp.; Wynnewood, Penns.

NAROSKY, T. & D. YZURIETA (1987): Guía para la Identificación de las Aves de Argentina y Uruguay. – 345 pp.; Buenos Aires.

OLROG, C. C. (1959): Las Aves Argentinas. Una guía de campo. – 338 pp.; Tucumán.

– (1979): Nueva lista de la avifauna argentina. – Op. lilloana **27**: 1–324; Tucumán.

OSCHE, G. (1966): Grundzüge der allgemeinen Phylogenetik. – *In*: GESSNER, F. (Hrsg.): Handbuch der Biologie, (Allgem. Biol.), Bd. **3/2**: 817–906; Frankfurt a. M.

SIBLEY, C. G. & J. E. AHLQUIST (1990): Phylogeny and classification of birds. – 976 pp.; New Haven, Conn.

SIBLEY, C. G. & B. L. MONROE, Jr. (1990): Distribution and taxonomy of the birds of the world. – 1111 pp.; New Haven, Conn.

SICK, H. (1985): Ornitologia Brasileira. Uma introdução. – Vol. **1**, 813 pp.; Brasília.

STRANECK, R., R. RIDGELY & J. RODRIGUEZ MATA (1987): Dos nuevas lechuzas para la Argentina: Caburé Andino *Glaucidium jardinii* y Lechuza Vermiculada *Otus guatemalae* (Aves, Strigidae). – Comm. Mus. argent. Cienc. nat. (Zoología) **4** (18): 137–139; Buenos Aires.

TEMMINCK, C. J. (1822): Hibou Chaperonné *Strix atricapilla* Natt. – Planches coloriées d'Oiseaux. – 145 pls.; Paris.
WESKE, J. S. & J. W. TERBORGH (1981): *Otus marshalli*, a new species of Screech-Owl from Perú. – Auk **98** (1): 1–7; Lawrence, Kansas.
WILHELMY, H. & W. ROHMEDER (1963): Die La Plata-Länder Argentinien – Paraguay – Uruguay. – 584 pp.; Braunschweig.
WOLTERS, H. E. (1975–1982): Die Vogelarten der Erde. – 745 pp.; Hamburg & Berlin.

Anschrift des Verfassers:

Dr. CLAUS KÖNIG, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum Schloß Rosenstein), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde
Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart

SMITHSONIAN
DEC 0 1 1994
LIBRARIES

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 512	13 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Tripterygiid Fishes of the Genus *Enneapterygius* from Bali, Indonesia, with Descriptions of two New Species (Teleostei: Blennioidei)

By Ronald Fricke, Stuttgart

With 10 figures

Summary

A collection of triplefins of the genus *Enneapterygius* Rüppell, 1835 from coral reefs in Bali, Indonesia resulted in three species, two of which were new to science: *Enneapterygius minutus* (Günther, 1877), *E. unimaculatus* **n. sp.** (characterized by 13 spines in the second dorsal fin, 9 rays in the third dorsal fin, one spine and 17–18 rays in the anal fin, 14–15 + 19 lateral line scales, the caudal fin with vertical dark streaks, the body with numerous narrow dark brown saddles, the pectoral fin base in the male with a large dark blotch, and the lower sides of the head in the male with a dark brown mask), and *E. ziegleri* **n. sp.** (characterized by 11–13 spines in the second dorsal fin, 7–9 rays in the third dorsal fin, one spine and 14–17 rays in the anal fin, 11–15 + 17–22 lateral line scales, two large white blotches partly surrounded with dark on the upper sides of the body, the male with a suborbital dark head mask, usually with a row of dark blotches below the posterior lateral line series, the second dorsal fin in the male usually distally blackish, and the caudal fin usually pale or with a few dark spots). The species are described. *Enneapterygius tutuilae* Jordan & Seale, 1906 is recorded from Komodo. A total of 6 species of *Enneapterygius* occur in Indonesia, for which a key is presented.

Zusammenfassung

Eine Sammlung von Dreiflossigen Schleimfischen (Tripterygiidae) der Gattung *Enneapterygius* Rüppell, 1835 aus Korallenriffen in Bali, Indonesien erbringt 3 Arten, von denen 2 der Wissenschaft unbekannt sind. Es handelt sich um *Enneapterygius minutus* (Günther, 1877), *E. unimaculatus* **n. sp.** (der durch 13 Stachelstrahlen in der zweiten und 9 Gliederstrahlen in der dritten Rückenflosse, einen Stachel und 17–18 Gliederstrahlen in der Afterflosse, 14–15 + 19 Seitenlinienschuppen, eine vertikal gestreifte Schwanzflosse, zahlreiche schmale Sattelflecken am Rücken, einen großen dunklen Fleck auf der Brustflossenbasis des Männchens und eine dunkle Kopfmaske beim Männchen charakterisiert ist) und *E. ziegleri* **n. sp.** (mit 11–13 Stachelstrahlen in der zweiten und 7–9 Gliederstrahlen in der dritten Rückenflosse, einen Stachel und 14–17 Gliederstrahlen in der Afterflosse, 11–15 + 17–22 Seitenlinienschuppen, zwei großen weißen, dunkel gesäumten Flecken am Rücken, einer Reihe dunkler Flecken unter dem zweiten Abschnitt der Seitenlinie, einer farblosen Schwanzflosse, einer dunklen

Kopfmaske und einer distal dunklen zweiten Rückenflosse beim Männchen). Die Arten werden abgebildet und beschrieben. *Enneapterygius tutuilae* Jordan & Seale, 1906 wird in Komodo gefunden. Insgesamt sind aus Indonesien 6 Arten der Gattung *Enneapterygius* bekannt, für die ein Bestimmungsschlüssel erstellt wird.

Contents

1. Introduction 2
2. Methods, materials and acknowledgments 2
3. Genus *Enneapterygius* Rüppell, 1835 2
4. Key to species of *Enneapterygius* from Indonesia 3
5. Species descriptions 4
5.1. *Enneapterygius minutus* (Günther, 1877) 4
5.2. *Enneapterygius unimaculatus* **n. sp.** 5
5.3. *Enneapterygius ziegleri* **n. sp.** 8
6. References 12

1. Introduction

The blennioid family Tripterygiidae, popularly known as triplefins, is a group of small benthic fishes distributed widely in temperate and tropical seas. Many species are associated with coral reefs. The largest genus of the family in respect of the number of species and abundance in tropical waters, *Enneapterygius* Rüppell, 1835, has an Indo-West Pacific distribution. A revisionary study of the genus by the author of the present paper is in progress.

Clark (1980) revised the Tripterygiidae of the Red Sea. Holleman (1982, 1986) reported on the species from the western Indian Ocean. Tripterygiid fishes of the Maldives Islands were revised by Fricke & Randall (1992). Species of the genus *Enneapterygius* were described under the generic name *Tripterygium* (non Risso, 1826) by Weber (1909, 1913). No species were yet recorded from Bali.

During a collecting survey in 1982 and 1983, H. Larson of the Northern Territory Museum of Arts and Sciences (Darwin, Australia) and T. Gloerfelt-Tarp (then GTZ Research Associate) collected numerous triplefins of the genus *Enneapterygius* from Sanur Beach reef, Bali. The collection included specimens of *Enneapterygius minutus* (Günther, 1877), and of two species unknown to science, which are described in the present paper.

2. Methods, materials and acknowledgments

Methods: Methods follow Holleman (1982) and Hansen (1986), except for the system of counting caudal fin rays; for this, Fricke (1983) is used. Proportions are given as thousands of standard length (SL). In the descriptions of new species, data for paratypes are given in parentheses.

Material: The Bali tripterygiid material is deposited in the Northern Territory Museum of Arts and Sciences, Darwin, N. T., Australia (*NTM*).

Acknowledgments: I would like to thank H. K. Larson (NTM, Darwin) for sending the Bali *Enneapterygius* specimens on loan. Triplefin research was supported by a grant of the Deutsche Forschungsgemeinschaft (DFG) No. Fr 775/2–1.

3. Genus *Enneapterygius* Rüppell, 1835

Enneapterygius Rüppell, 1835: 2 (type species: *Enneapterygius pusillus* Rüppell, 1835 by monotypy). – Rosenblatt, 1959: 173–176.
Tripterygium (non Risso, 1826): Klunzinger, 1871: 498.

Vauclusella Whitley, 1931: 324 (type species: *Tripterygium annulatum* Ramsay & Ogilby, 1887 by original designation).

Diagnosis

First dorsal fin with 3 spines. Anal fin with 1 spine. Lateral line divided in an anterior series of tubular pored scales, and a posterior, notched series. Head and nape naked; abdomen and pectoral fin usually naked. Body with ctenoid scales.

Remarks

Enneapterygius is the largest genus of tripterygiid fishes. It is primarily distributed in the Indo-West Pacific. Several authors referred to it as *Tripterygion* (non Risso, 1826), but this is a different Atlantic genus (see Clark, 1980). Whitley (1931) described a new genus *Vauclusella* for eastern Australian forms; he distinguished it from *Enneapterygius* in having "less than 30 transverse series of scales and higher dorsal fins", but both of these characters are highly variable, overlapping, and not correlated with each other; for example, *E. pusillus* Rüppell, 1835 has 29–36 scale series and high dorsal fins, while the nominal species *E. annulatus* (Ramsay & Ogilby, 1887), synonym of *E. atrogulare* (Günther, 1873) has 32–34 scale rows and relatively high dorsal fins, and *E. ventermaculatus* Holleman, 1982 has 32–34 scale rows and low dorsal fins. As I cannot find osteological or other differences, I am treating the two genera as synonyms, with *Vauclusella* being a junior synonym of *Enneapterygius*.

Three other genera occur at Bali, though *Enneapterygius* has by far the largest number of species and individuals. *Helcogramma* McCulloch & Waite, 1918 is distinguished by its entire (not disconnected) lateral line, the naked anterior dorsal and anal fin bases, and the shape of its head and snout; *Norfolkia* Fowler, 1953 differs in its two anal fin spines, 4 spines in the first dorsal fin, and the scales on the sides of its head and pectoral fin base; *Ceratobregma* Holleman, 1987 (see Fricke, 1991) has 2 anal fin spines, spiny scales on the head, and preorbital spines.

Around Bali, three species of *Enneapterygius* have so far been found, two of which are new to science. The following species of the genus also occur in Indonesia:
Enneapterygius fasciatus (Weber, 1909);
Enneapterygius tutuilae Jordan & Seale, 1906 (Komodo; new locality record);
Enneapterygius waigiensis (Herre, 1935).

4. Key to species of *Enneapterygius* from Indonesia

* An *asterisk* and **bold type** marks species recorded from Bali.

1 Anterior lateral line with 12 or less tubular pored scales 2
– Anterior lateral line with 13 or more tubular pored scales 5
2 First dorsal fin higher than first spine of second dorsal fin; second dorsal fin with a conspicuous distal black blotch . . . . . *Enneapterygius tutuilae* Jordan & Seale, 1906
– First dorsal fin lower than first spine of second dorsal fin; second dorsal fin may be distally blackish but without a consicuous distal black blotch 3
3 Anterior lateral line series with 11 or more tubular pored scales; anal fin with 1 spine and 14 or more rays (the last divided at its base) 4
– Anterior lateral line series with 10 or less tubular pored scales; anal fin with about 1 spine and 13 rays (the last divided at its base) . . . . *Enneapterygius waigiensis* (Herre, 1935)

4 Caudal fin with vertical dark stripes; posterior half of body densely stippled with small dark spots (rarely pale), no conspicuous white blotches or smaller dark streaks or blotches . . . . . ***Enneapterygius minutus*** (Günther, 1877)*

– Caudal fin mostly pale, without vertical dark stripes; body dorsally with two large white blotches surrounded by dark, sides of body usually with a series of dark blotches below the posterior lateral line . . . . . ***Enneapterygius ziegleri* n. sp.** *

5 Posterior lateral line series with 15 or less notched scales; anterior lateral line series with about 16 tubular pored scales; body at anal fin base with a row of about 8 black spots, but no dark streaks on anal fin . . . . . *Enneapterygius fasciatus* (Weber, 1909)

– Posterior lateral line series with 16 or more notched scales; anterior lateral line series with 15 or less tubular pored scales; no black spots on body at anal fin base, anal fin with or without oblique dark streaks 6

6 Caudal fin mostly pale, without vertical dark stripes; body dorsally with two large white blotches surrounded by dark, sides of body usually with a series of dark blotches below the posterior lateral line . . . . . ***Enneapterygius ziegleri* n. sp.** *

– Caudal fin with vertical dark stripes; posterior half of body densely stippled with small dark spots (rarely pale), or with numerous narrow dark saddles, but without large white blotches 7

7 Posterior half of body densely stippled with small dark spots (rarely plain pale), but body without saddles; lower sides of body also densely stippled with dark blotches; male without a large dark blotch on pectoral fin base . . . . . ***Enneapterygius minutus*** (Günther, 1877) *

– Body with numerous dark brown saddles; lower sides of body whitish; male with a large dark blotch on pectoral fin base . . . . . ***E. unimaculatus* n. sp.** *

5. Species descriptions

5.1. *Enneapterygius minutus* (Günther, 1877) (Figs. 1–2)

Minute triplefin

Tripterygium minutum Günther, 1877: 211, pl. 188 D (Apia, Samoa).
Enneapterygius minutus: Jordan & Seale, 1906: 416 (Apia, Samoa).
Enneapterygius tusitalae Jordan & Seale, 1906: 416–417, fig. 97 (Apia, Samoa).
? *Enneapterygius pardochir* Jordan & Seale, 1906: 417–418, fig. 99 (Pago Pago and Apia, Samoa).
? *Enneapterygius cerasinus* Jordan & Seale, 1906: 419, fig. 100 (Apia, Samoa).
Tripterygium callionymi Weber, 1909: 147–148 (Indonesia: Lombok, Sulawesi, Celebes Sea, Saleyer, Tiur). Weber, 1913: 546–547, figs. 116–117 (Indonesia: 9–22 m depth, coral-line bottom and coral reefs).
Enneapterygius punctulatus Herre, 1935: 432–433 (New Hebrides: Wala Island; Espiritu Santo Island; Malo Island).
Enneapterygius minutus: Herre, 1936: 396–397 (Wala Island, New Hebrides).

Material

Indonesia: NTM S. 10689–044, 2 females, 18.3–25.2 mm SL, Bali, Sanur Beach Reef, 8°40′S 115°15′E, H. Larson, J. Larson & T. Gloerfelt-Tarp, 9 June 1982.

Diagnosis

A medium sized *Enneapterygius* with a characteristic head and body color pattern (densely spotted with dark brown on yellow background) (rarely pale), anal fin blackish (rarely pale or with a few dark blotches), dark pelvic fin, dark or striped caudal fin, striped lower half of pectoral fin, 10–13 D_2 spines, 8–9 D_3 rays, totally 15–17 A spines and rays, 14–15 pectoral fin rays, 11–14 + 18–21 lateral line scales, 30–34 + 1–2 lateral scale series, and mandibular pore formula of 2 + 1 + 2.

Counts

D_1 III; D_2 XII–XIII; D_3 vii,1; A I,xiii,1 (total 15); P_1 iii,5,vi–vii (total 14–15); P_2 I,ii; C (v),ii,9–10,ii,(v). Scale rows 31–32 + 1. Transverse scale rows 4 + 1 + 5. Lateral line scales 12–14 + 19–21. Mandibular pore formula 1–2 + 1 + 1–2.

Distribution

Indonesia: Lombok, Sulawesi, Celebes Sea, Saleyer, Tiur, Bali. Elsewhere, Western Indian Ocean to the Philippines, east to Samoa, south to northern Australia.

Remarks

Enneapterygius tusitalae Jordan & Seale, 1906, *Tripterygium callionymi* Weber, 1909 and *Enneapterygius punctulatus* Herre, 1935 are within the same range of characters. These three nominal species are therefore synonymized here. Examining larger series of the species from Queensland, tentatively identified as *Enneapterygius tusitalae*, small bleached females fo the species agreed perfectly with the *Tripterygium minutum* Günther, 1877 (holotype examined), including meristics and proportions. Specimens from Samoa were checked, and were found to agree as well. Therefore, all four nominal species are synonymized, with *T. minutum* as the senior synonym, and described under the name *Enneapterygius minutus*.

The two females from Bali (NTM S. 10689–044) are unusually pale, but agree otherwise well with material from other areas. Specimens with a pale colouration were also found in collections from Australia and Samoa. The pale condition occurs after an extended formalin fixation, which may destroy the typical colouration of the species rapidly.

5.2. *Enneapterygius unimaculatus* **n. sp.** (Figs. 3–4)

Onespot Triplefin

Material

Total: 2 specimens.

Indonesia, Bali: **Holotype**: NTM S. 11081–021, male, 30.2 mm SL, Sanur Beach Reef, 8°40′S 115°15′E, 0–0.5 m, reef crest and surge groove in front of beach, bottom coralline rock and coralline algae, H. Larson, 11 June 1983. – **Paratype:** NTM S. 11081–037, 1 female, 24.0 mm SL, same data as the holotype.

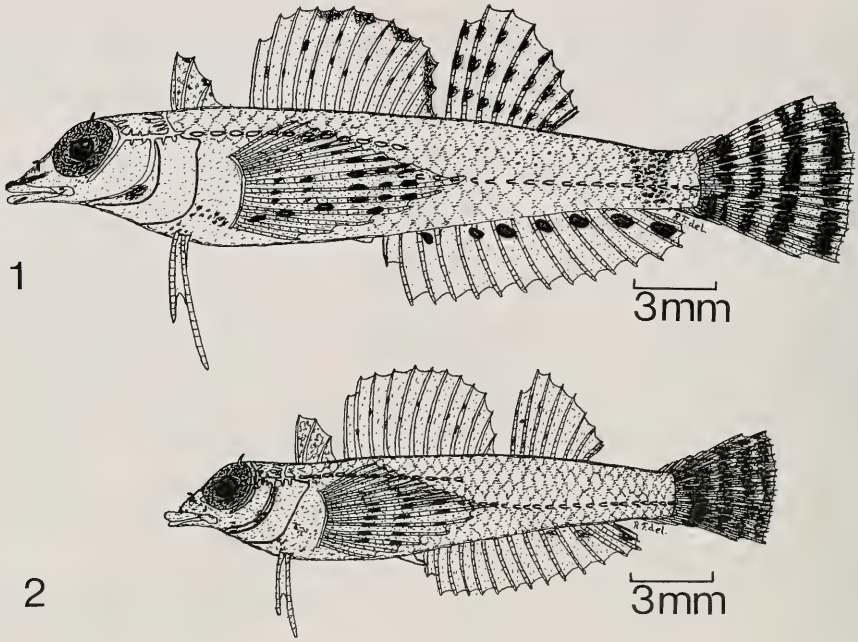
Diagnosis

A medium sized species of *Enneapterygius* with 13 spines in the second dorsal fin, 9 rays in the third dorsal fin, one spine and 17–18 rays in the anal fin, 14–15 + 19 lateral line scales, one median mandibular pore, the caudal fin with vertical dark streaks, the body with numerous narrow dark brown saddles, the body at the anal fin base without black spots, the pectoral fin base in the male with a large dark blotch, and the lower sides of the head in the male with a dark brown mask.

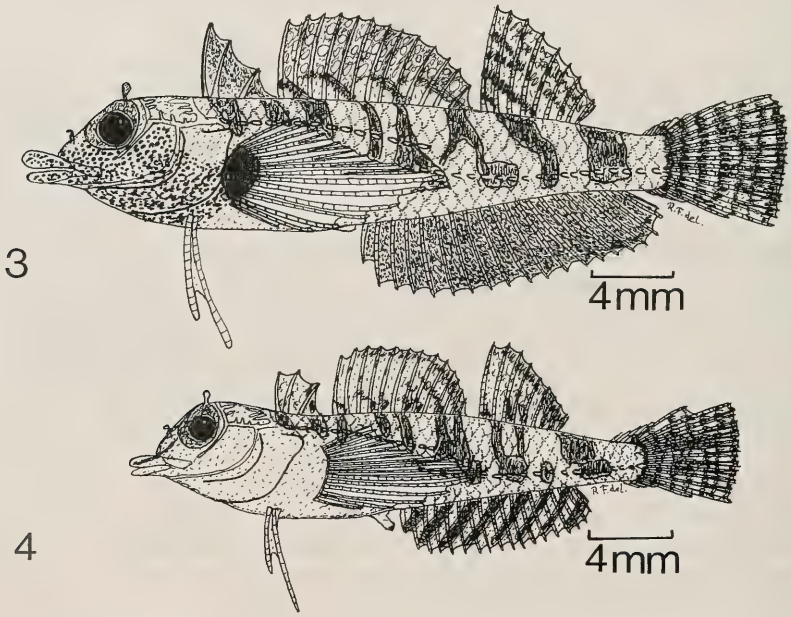
Description

D_1 III (III); D_2 XIII (XIII); D_3 viii,1 (viii,1); A I,xvii,1 (total 19) (I,xvi,1, total 18); P_1 iii,5,vii (total 15) (iii,5–6,vi–vii, total 15); P_2 I,ii (I,ii); C (vi),ii,9,ii,(v) [(vi),ii,9,ii,(v)]. Scale rows 31–32 + 1 (31 + 1). Transverse scale rows 5 + 1 + 5 (5 + 1 + 5). Lateral line scales 14–15 + 19 (14 + 19). Mandibular pore formula 3 + 1 + 3 (3 + 1 + 3).

Head length 281 (304). Eye diameter 94 (96). Supraorbital tentacle short, lobate, its length 25 (23). Interorbital distance 23 (27). Preorbital length 52 (65). Maxillary length 124 (118). Posttemporal lateral line branch nearly I-shaped, with about 5 long



Figs. 1–2. *Enneapterygius minutus* (Günther, 1877); Indonesia, Bali; pale morph, lateral view. – 1. NTM S. 10689–044, specimen 1, female, 25.2 mm SL; – 2. NTM S. 10689–042, specimen 2, female, 18.3 mm SL.



Figs. 3–4. *Enneapterygius unimaculatus* n. sp.; Indonesia, Bali; lateral view. – 3. NTM S. 11081–021, holotype, male, 30.2 mm SL; – 4. NTM S. 11081–037, paratype, female, 24.0 mm SL.

anterior branches. Body depth 218 (217). Body width 173 (137). Lateral line consisting of an anterior series of 14–15 tubular pored scales, reaching about to below second half of second dorsal fin; continuing two rows lower with a posterior series of 19 notched scales. Caudal peduncle length 145 (135). Caudal peduncle depth 89 (79).

First dorsal fin low in both sexes; first spine 122 (80), second spine 92 (81), third spine 54 (76). Predorsal (1) length 249 (260). First spine of second dorsal fin 127 (123), 5th spine 141 (140). Predorsal (2) length 364 (371). First ray of third dorsal fin 171 (159), 5th ray 121 (86). Predorsal (3) length 689 (670). Anal fin beginning below vertical through 6th–7th membrane of second dorsal fin (about under 10th–11th lateral line pore). Anal spine 55 (43); 5th anal ray 122 (102), penultimate ray 112 (75). Preanal fin length 513 (522). Pectoral fin very large, reaching about to base of 6th–7th anal fin membrane. Pectoral fin length 311 (314). Prepectoral fin length 307 (353). First ray of pelvic fin 170 (140), 2nd ray 220 (220). Prepelvic fin length 238 (252). Caudal fin length 177 (192).

Color in alcohol: Head and body brown, eye dark gray, sides of head in the male densely spotted with dark, in the female plain whitish, with a narrow preorbital dark streak. Pectoral fin base in the male with a large dark blotch. Body with 8–9 narrow oblique dark brown streaks running from the dorsal surface to the posterior lateral line. Lower sides of body whitish. First dorsal fin brown in the male, light in the female. Second dorsal fin with basal oblique dark bands, distal half in the male with white spots. Third dorsal fin with oblique dark streaks. Anal fin plain dark gray in the male, with 8 oblique dark bands in the female. Caudal fin with 6–7 narrow vertical dark bands. Pelvic and pectoral fins plain whitish.

Sexual dimorphism: Sexes differ mainly in the colouration of the head and the anal fin; the male also has a higher first dorsal fin than the female.

Etymology

"*Unus*" (Latin) means one; "*macula*" (Latin) means spot, blotch. The name refers to the characteristic single dark blotch on the pectoral fin base of the male.

Distribution

This new species is known only from the type locality in Bali, Indonesia.

Relationships

Enneapterygius unimaculatus n. sp. is similar to *E. minutus* (Günther, 1877) in its counts and in the vertical stripes on the caudal fin, but differs in the body colouration (body with numerous dark brown saddles, lower sides of body whitish in *E. unimaculatus*; posterior half of body densely stippled with small dark spots (rarely plain pale), but body without saddles, lower sides of body also densely stippled with dark blotches in *E. minutus*), and the presence or absence of a large dark blotch on the pectoral fin base of the male (present in *E. unimaculatus*; absent in *E. minutus*), and the striped anal fin in females of *E. unimaculatus* (*E. minutus*: anal fin dark, pale, or with a few dark spots). The new species differs from *E. ziegleri* n. sp. in the striped caudal fin (*E. ziegleri*: caudal fin mostly pale, without stripes), and the body colouration (*E. unimaculatus*: posterior half of body densely stippled with small dark spots (rarely pale), or with numerous narrow dark saddles, but without large white blotches; *E. ziegleri*: dorsally with two large white blotches surrounded by dark, sides of body usually with a series of dark blotches below the posterior lateral line), the

male's second dorsal fin (distally blackish in *E. ziegleri*, with whitish spots in *E. unimaculatus*), and the male's anal fin (plain blackish in *E. unimaculatus*, striped in *E. ziegleri*).

5.3. *Enneapterygius ziegleri* **n. sp.** (Figs. 5–10)
Ziegler's Triplefin

Tripterygium (*callionymi* M. Web. var.?): WEBER, 1913: 547 (Sanana, Sula-Besi).

Material

Total: 141 specimens.

Indonesia, Bali: **Holotype**: NTM S. 10689–026, male, 25.1 mm SL, Sanur Beach Reef, 8°40′S 115°15′E, H. LARSON, J. LARSON & T. GLOERFELT-TARP, 9 June 1982. – **Paratypes**: NTM S. 10689–041–043, 41 specimens, 13.8–26.6 mm SL, same data as the holotype. – NTM S. 10695–004, 14 specimens, 22.4–31.0 mm SL, Sanur Beach Reef, reef edge, 8°40′S 115°15′E, T. GLOERFELT-TARP, 10 June 1982. – NTM S. 11081–032, 84 specimens, 18.1–27.7 mm SL, Sanur Beach Reef, 8°40′S 115°15′E, 0–0.5 m, reef crest and surge groove in front of beach, bottom coral rock and coralline algae, H. LARSON, 11 June 1983. – NTM S. 11127–007, 1 female, 24.1 mm SL, Sanur Beach Reef, 8°40′S 115°15′E, T. GLOERFELT-TARP, 1983.

Diagnosis

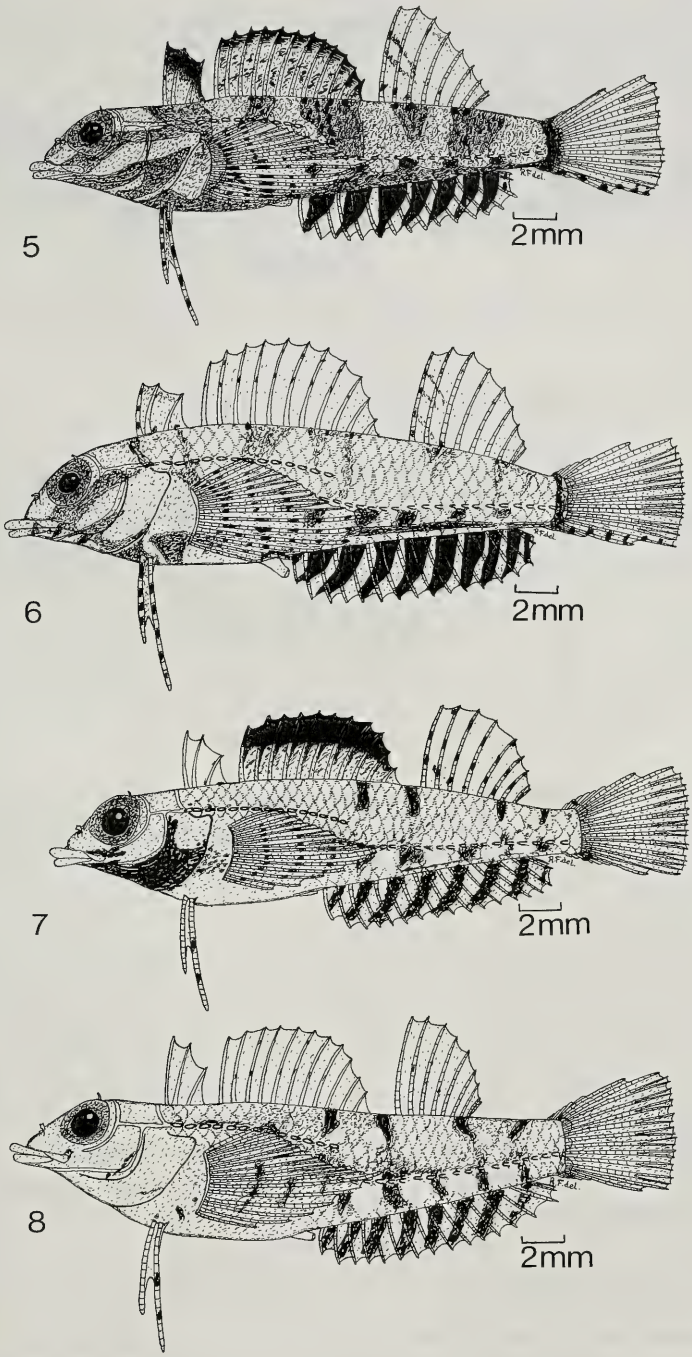
A medium sized species of *Enneapterygius* with 11–13 spines in the second dorsal fin, 7–9 rays in the third dorsal fin, one spine an 14–17 rays in the anal fin, 11–15 + 17–22 lateral line scales, one or two median mandibular pores, two large white blotches partly surrounded with dark on the upper sides of the body, the male with a suborbital dark head mask, usually with a row of dark blotches below the posterior lateral line series, occasionally with a vertical dark band on the caudal peduncle, the second dorsal fin in the male usually distally blackish, and the caudal fin usually pale or with a few dark spots.

Description

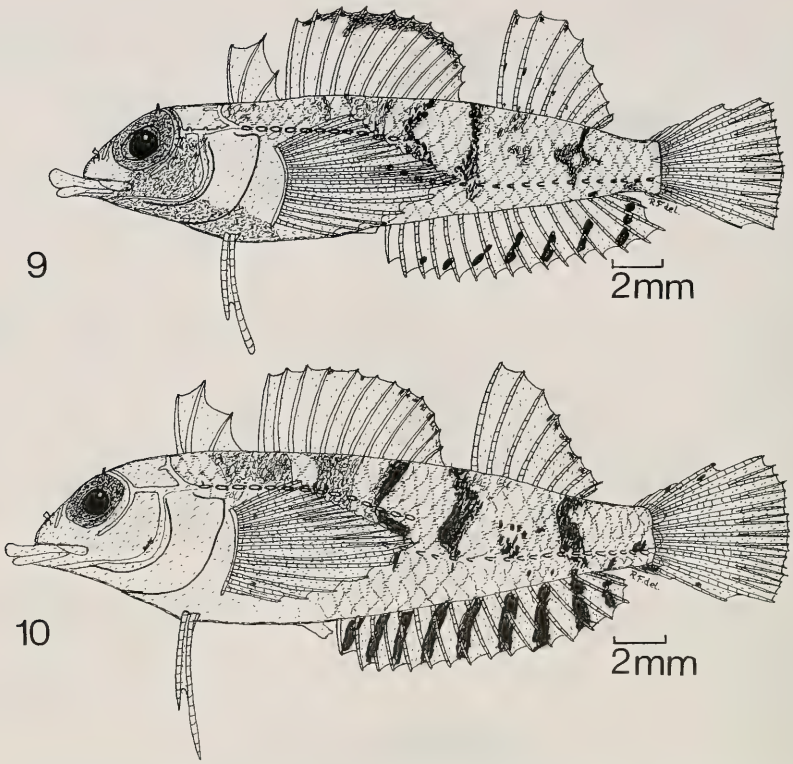
D_1 III (III); D_2 XII (XI-XIII); D_3 vii,1 (vi-viii,1); A I,xiv,1 (total 16) (I,xiii-xvi,1, total 15–18); P_1 iii,4–5,vi (total 13–14) (iii-v,3–7,v-vii, total 13–16); P_2 I,ii (I,ii); C (v),ii,9,ii,(v) [(iv-vii),ii,8–9,ii,(iv-vii)]. Scale rows 29–30 + 1 (28–33 + 1). Transverse scale rows 4 + 1 + 4 (4–5 + 1 + 4–5). Lateral line scales 10 + 20–21 (11–15 + 17–22). Mandibular pore formula 2 + 2 + 2 (2–3 + 1–2 + 2–3).

Head length 314 (267–313). Eye diameter 101 (87–115). Supraorbital tentacle small, simple, its length 4 (2–13). Interorbital distance 38 (15–42). Preorbital length 61 (47–75). Maxillary length 107 (99–141). Posttemporal lateral line branch nearly I-shaped. Body depth 223 (209–276). Body width 163 (162–226). Lateral line consisting of an anterior series of 10–15 tubular pored scales, reaching about to below middle of second dorsal fin; continuing two rows lower with a posterior series of 17–22 notched scales. Caudal peduncle length in adult males 168 (147–171), in females and small males 95–146. Caudal peduncle depth 88 (73–101). Maximum observed SL 31.0 mm.

First dorsal fin low in both sexes; first spine 123 (93–124), second spine 112 (72–128), third spine 89 (49–95). Predorsal (1) length 246 (223–279). First spine of second dorsal fin in adult males 115 (108–126), in females and small males 127–156, 5th spine 147 (139–172). Predorsal (2) length 345 (323–393). First ray of third dorsal fin 207 (128–192), 5th ray 128 (75–133). Predorsal (3) length 662 (638–761). Anal fin beginning below vertical through 6th–8th membrane of second dorsal fin



Figs. 5–8. *Enneapterygius ziegleri* n. sp.; Indonesia, Bali; lateral view. – 5–6. Dark morph. – 5. NTM S. 10689–041, paratype, male, 25.2 mm SL; – 6. NTM S. 10689–042, paratype, specimen 6, female, 26.5 mm SL. – 7–8. Medium morph. – 7. NTM S. 10689–026, holotype, male, 25.1 mm SL; – 8. NTM S. 10689–043, paratype, specimen 6, female, 26.6 mm SL.



Figs. 9–10. *Enneapterygius ziegleri* n. sp.; Indonesia, Bali; lateral view, light morph. – 9. NTM S. 11081–032, paratype, male, 23. 8 mm SL; – 10. NTM S. 11081–033, paratype, specimen 6, female, 25.7 mm SL.

(about under 10th–11th lateral line pore). Anal spine 65 (38–80); 5th anal ray 94 (82–119), penultimate ray in large males 88 (60–89), in females and small males 88–122. Preanal fin length 500 (475–561). Pectoral fin reaching about to base of 4th–6th anal fin membrane. Pectoral fin length 312 (259–329). Prepectoral fin length 328 (295–348). First ray of pelvic fin 164 (142–198), 2nd ray 249 (199–260). Prepelvic fin length 242 (205–277). Caudal fin length 219 (193–233).

Color in alcohol: Head and body whitish, yellowish or light brown, sides of head pale or with about three dark brown streaks, with a dark brown or blackish mask in males, eye dark gray. Back usually with two white blotches partly surrounded with dark brown, often each blotch with 2–3 blackish spots below the dorsal fin bases. Dark streaks surrounding the white blotches below the 9th membrane of the second dorsal fin, one below the interspace between second and third dorsal fin, one below the penultimate third dorsal fin ray, and one on the dorsal side of the caudal peduncle. Lower sides of body with a row of 5–6 brown blotches below the posterior lateral line series, often with a dark brown streak below. Caudal peduncle occasionally with a vertical dark brown streak.

First dorsal fin distally blackish in males, colorless in females, with a few brown spots. Second and third dorsal fins colorless, rays with a few brown spots, distally

blackish in males. Anal fin with 7–10 oblique black bands. Lower margin of caudal fin spotted with black, or caudal fin plain whitish. Pelvic fin rays usually spotted with dark brown, pectoral fin usually with vertical rows of faint dark brown spots.

Sexual dimorphism: Sexes differ in the overall darker color pattern of the male (especially distally dark first and second dorsal fins, darker body, and dark head mask). Males have a longer caudal peduncle than females, and a slightly longer first ray of the second dorsal fin and penultimate anal fin ray. Females have a more robust body than males.

Etymology

This new species is named in honor of Prof. Dr. BERNHARD ZIEGLER, Stuttgart.

Distribution

Enneapterygius ziegleri n. sp. is known only from Bali and Sulawesi, Indonesia. The species was collected on coralline ground in very shallow water of 0–0.5 m depth.

Relationships

Enneapterygius ziegleri n. sp. is similar to *E. minutus* (Günther, 1877) in its counts, but differs in the caudal fin colouration (mostly pale in *E. ziegleri*, with vertical dark stripes in *E. minutus*) and the body color pattern (body dorsally with two large white blotches surrounded by dark, sides of body usually with a series of dark blotches below the posterior lateral line in *E. ziegleri*; posterior half of body densely stippled with small dark spots (rarely pale), or with numerous narrow dark saddles, but without large white blotches in *E. minutus*). The new species was compared with *E. unimaculatus* in the "relationships" section of that species.

Remarks

This species is highly variable in its colouration. Usually, the dorsal sides of the body are bearing two white blotches surrounded by two dark streaks each, and there is a dark head mask below the eye in the male. The anal fin is usually covered with oblique blackish bands. However, these marks differ in intensity, and the dorsal fins, pectoral, pelvic and caudal fins may be spotted or plain pale. A row of dark blotches below the posterior lateral line series may be present or absent, and there may be an additional dark streak below. The extent of distal dark colouration on the male's second dorsal fin varies. Three typical color morphs of the species are shown in Figs. 5–10, each with male and female.

As the three color morphs co-occur, as there is some overlap between the morphs, and as the three morphs are morphologically identical, they are treated as belonging to the same species. Similar variation in the color pattern is found in *Enneapterygius hemimelas* (Kner & Steindachner, 1866) around northern Australia and in the southwestern Pacific.

WEBER (1913) mentioned a so-called variation of *Tripterygium callionymi* (now *Enneapterygius minutus*) from Sulawesi with 12 spines in the second dorsal fin, 8 rays in the third dorsal fin, 18 anal fin rays, 30 total lateral scale rows, a row of dark blotches below the lateral line, two white blotches on the back surrounded with brown, caudal fin hyaline, anal fin with 8 oblique brown bands. As WEBER had a single specimen only, he was not sure about its identity: "Vielleicht liegt hier eine neue, mit *Tr. callionymi* nah verwandte Art vor. Nach dem einzigen mir vorliegenden, verblichenen Exemplar, wage ich dies aber nicht zu entscheiden." The cha-

racters stated by WEBER agree well with the present, new species, which is clearly separate from *E. minutus* (synonym *E. callionymi*).

6. References

CLARK, E. (1980): Red Sea fishes of the family Tripterygiidae with descriptions of eight new species. – Isr. J. Zool., **28** (2–3), (1979): 63–113, pls. 1–5; Jerusalem.

FOWLER, H. W. (1953): On a collection of fishes made by Dr. MARSHALL LAIRD at Norfolk Island. – Trans. R. Soc. N. Z., **81**: 257–267; Wellington.

FRICKE, R. (1983): A method for counting caudal fin rays of actinopterygian fishes. – Braunschw. naturk. Schr., **1** (4): 729–733; Braunschweig.

– (1991): *Ceratobregma striata*, a new triplefin (Tripterygiidae) from northern Australia, and a record of *Norfolkia brachylepis* from Western Australia. – Jap. J. Ichth., **37** (4): 337–343; Tokyo.

FRICKE, R. & RANDALL, J. E. (1992): Tripterygiid fishes of the Maldives Islands, with descriptions of two new species (Teleostei: Blennioidei). – Stuttg. Beitr. Naturk., (A) **484**: 1–13, pl. 1; Stuttgart.

GÜNTHER, A. (1873): Zweiter ichthyologischer Beitrag nach Exemplaren aus dem Museum Godeffroy. – J. Mus. Godeffroy, **1** (4): 265–268; Hamburg.

– (1877): ANDREW GARRETT's Fische der Südsee, 6. – J. Mus. Godeffroy, **13**: 169–216, pls. 101–120; Hamburg.

HANSEN, P. E. H. (1986): Revision of the tripterygiid fish genus *Helcogramma*, including descriptions of four new species. – Bull. mar. Sci., **38** (2): 313–354; Coral Gables, Fla.

HERRE, A. W. C. T. (1935): New fishes obtained by the Crane Pacific Expedition. – Publs Field Mus. nat. Hist., **355** (Zool. Ser.), **18** (12): 383–438; Chicago.

– (1936): Fishes of the Crane Pacific Expedition. – Publs Field Mus. Nat. Hist., **353** (Zool. Ser.), **21**: 1–472; Chicago.

HOLLEMAN, W. (1982): Three new species and a new genus of tripterygiid fishes (Blennioidei) from the Indo-West Pacific Ocean. – Ann. Cape Prov. Mus. (Nat. Hist.), **14** (4): 109–137; Albany.

– (1986): Family No. 236: Tripterygiidae. – Pp. 755–758, pl. 116. – *In*: SMITH, M. M. & HEEMSTRA, P. C. (eds.): SMITH's sea fishes. – XX + 1047 pp., 144 pls.; Johannesburg (Macmillan South Africa).

– (1987): Description of a new genus and species of tripterygiid fish (Perciformes: Blennioidei) from the Indo-Pacific, and the reallocation of *Vauclusella acanthops* Whitley, 1965. – Cybium, **11** (2): 173–181; Paris.

JORDAN, D. S. & SEALE, A. (1906): The fishes of Samoa. Descriptions of the species found in the archipelago, with a provisional check-list of the fishes of Oceania. – Bull. U. S. Bur. Fish., **25**, (1905): 175–455, pls. 33–53; Washington D. C.

KLUNZINGER, C. B. (1871): Synopsis der Fische des Rothen Meeres, Theil 2. – Verh. zool.-bot. Ges. Wien, **21**: 441–668; Wien.

KNER, R. & STEINDACHNER, F. (1866): Neue Fische aus dem Museum der Herren JOH. C. GODEFFROY & Sohn in Hamburg. – Sber. Akad. Wiss. Wien (math.-nat. Cl.), **54** (1): 356–395, pls. 1–5; Wien.

MCCULLOCH, A. R. & WAITE, E. R. (1918): Some new and little-known fishes from South Australia. – Rec. S. Aust. Mus., **1**: 39–78, pls. 2–7; Adelaide.

RAMSAY, E. P. & OGILBY, J. D. (1887): Descriptions of two new fishes from Port Jackson. – Proc. Linn. Soc. N. S. W., (2) **2**: 1021–1023; Sydney.

RISSO, A. (1826): Histoire naturelle des principales productions de l'Europe Méridionale et particulièrement de celles des environs de Nice et des Alpes Maritimes. Tome **3**. Poissons. – Pp. 97–480, pls. 3–16; Paris (Levrault).

ROSENBLATT, R. H. (1959): A revisionary study of the blennioid fish family Tripterygiidae. – X + 376 pp; unpublished doctoral dissertation, University of California; Los Angeles.

RÜPPELL, E. (1835): Fische des Rothen Meeres. Neue Wirbelthiere der Fauna Abyssiniens. – 28 pp., 7 pls.; Frankfurt/Main.

WEBER, M. (1909): Diagnosen neuer Fische der Siboga-Expedition. – Notes of the Leyden Museum, **31**: 143–169; Leiden.
– (1913): Die Fische der Siboga-Expedition. – XII + 710 pp., 12 pls.; Leiden.
WHITLEY, G. P. (1931): New names for Australian fishes. – Aust. Zool., **6** (4): 310–334, pls. 25–27; Sydney.

Author's address:

Dr. RONALD FRICKE, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum Schloss Rosenstein), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart, Federal Republic of Germany.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde
Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 513	36 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

SMITHSONIAN DEC 01 1994 LIBRARIES

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Türkische Clausiliidae, II: Neue Taxa der Unterfamilien Serrulininae und Mentissoideinae in Anatolien (Gastropoda: Stylommatophora)

Turkish Clausiliidae, II: New Taxa of the Subfamilies Serrulininae and Mentissoideinae in Anatolia (Gastropoda: Stylommatophora)

Von Hartmut Nordsieck, Villingen-Schwenningen

Mit 6 Tafeln und 7 Abbildungen

Summary

In the second paper of the series of publications concerning Turkish clausiliids new taxa of the subfamilies Serrulininae and Mentissoideinae are described. In chapter 2. a systematic list of the Turkish species of both subfamilies is given, the changes compared to former systems are substantiated, and the following family and genus taxa are described as new: Strumosini **n. trib.** (type genus *Strumosa* O. Boettger 1877), Strigileuxinini **n. trib.** (type genus *Strigileuxina* H. Nordsieck 1975), *Phrygica* **n. gen.** (type species *P. riedeli* n. sp.), *Pontophaedusella* **n. gen.** (type species *P. ofensis* n. sp.), and *Idyla* (*Strigilidyla*) **n. subgen.** (type species *I. liebegottae* n. sp.). In chapter 3. informations concerning some less known species are given, and the following species taxa are described as new: *Galeata tumluensis* **n. sp.**, *Phrygica euxinaeformis* **n. sp.**, *P. jelskii* **n. sp.**, *P. raehlei* **n. sp.**, *P. riedeli* **n. sp.**, *Pontophaedusella ofensis* **n. sp.**, *Sprattia beycola* **n. sp.**, *S. sillyonensis* **n. sp.**, *Armenica gracillima principalifera* **n. subsp.**, *A. g. spiralifera* **n. subsp.**, *A. laevicollis bileki* **n. subsp.**, *A. l. costifera* **n. subsp.**, *A. l. samsunensis* **n. subsp.**, *Dobatia multidentifera anamurensis* **n. subsp.**, *Phrygica riedeli jansseni* **n. subsp.**, and *Sumelia boniferae latecostata* **n. subsp.** Besides, a new species from Greece is described: *Idyla* (*Strigilidyla*) *liebegottae* **n. sp.** For *Euxina persica persica* sensu Likharev 1962 [non O. Boettger 1879] from Iran the name *Euxina mazanderanica* **n. sp.** is proposed.

Zusammenfassung

In der zweiten Arbeit der Serie von Publikationen über türkische Clausilien werden neue Taxa der Unterfamilien Serrulininae und Mentissoideinae beschrieben. In Kapitel 2. wird eine

systematische Übersicht der türkischen Arten beider Unterfamilien gegeben, die Änderungen gegenüber früheren Systemen werden begründet und folgende neue Familien- und Genustaxa beschrieben: Strumosini **n. trib.** (Typusgattung *Strumosa* O. Boettger 1877), Strigileuxinini **n. trib.** (Typusgattung *Strigileuxina* H. Nordsieck 1975), *Phrygica* **n. gen.** (Typusart *P. riedeli* n. sp.), *Pontophaedusella* **n. gen.** (Typusart *P. ofensis* n. sp.) und *Idyla* (*Strigilidyla*) **n. subgen.** (Typusart *I. liebegottae* n. sp.). In Kapitel 3. werden Informationen zu einigen wenig bekannten Arten gegeben und folgende neue Arttaxa beschrieben: *Galeata tumluensis* **n. sp.**, *Phrygica euxinaeformis* **n. sp.**, *P. jelskii* **n. sp.**, *P. raehlei* **n. sp.**, *P. riedeli* **n. sp.**, *Pontophaedusella ofensis* **n. sp.**, *Sprattia beycola* **n. sp.**, *S. sillyonensis* **n. sp.**, *Armenica gracillima principalifera* **n. subsp.**, *A. g. spiralifera* **n. subsp.**, *A. laevicollis bileki* **n. subsp.**, *A. l. costifera* **n. subsp.**, *A. l. samsunensis* **n. subsp.**, *Dobatia multidentifera anamurensis* **n. subsp.**, *Phrygica riedeli jansseni* **n. subsp.** und *Sumelia boniferae latecostata* **n. subsp.** Außerdem wird eine neue Art aus Griechenland beschrieben: *Idyla* (*Strigilidyla*) *liebegottae* **n. sp.** Für *Euxina persica persica* sensu Likharev 1962 [non O. Boettger 1879] aus dem Iran wird der Name *Euxina mazanderanica* **n. sp.** vorgeschlagen.

Inhalt

1. Methoden und Material . . . 3
2. Systematik . . . 3
   2.1. System der in der Türkei vorkommenden Arten . . . 4
   2.2. Anmerkungen und Diagnosen . . . 5
      2.2.1. *Pravispira* . . . 5
      2.2.2. *Pontophaedusella* **n. gen.** . . . 5
      2.2.3. Tribusgliederung der Mentissoideinae . . . 6
      2.2.4. *Idyla* (*Strigilidyla*) **n. subgen.** . . . 7
      2.2.5. *Strigileuxina* – *Sumelia* . . . 7
      2.2.6. *Roseniella* – *Kazancia* . . . 8
      2.2.7. *Armenica* – *Sprattia* . . . 9
      2.2.8. *Armenica* (*Astrogena*) . . . 9
      2.2.9. *Phrygica* **n. gen.** . . . 9
      2.2.10. *Euxina* . . . 11
      2.2.11. *Elia* . . . 11
      2.2.12. *Euxinastra* . . . 12
      2.2.13. *Galeata* . . . 12
3. Arten . . . 12
   3.1. *Dobatia multidentifera* . . . 12
   3.2. *Pravispira serrulosa* . . . 14
   3.3. *Pontophaedusella ofensis* **n. sp.** . . . 15
   3.4. *Idyla liebegottae* **n. sp.** . . . 15
   3.5. *Strigileuxina discedens* . . . 16
   3.6. *Sumelia boniferae* . . . 17
   3.7. *Kazancia galli* . . . 17
   3.8. *Armenica laevicollis* . . . 18
   3.9. *Armenica gracillima* . . . 20
   3.10. *Phrygica riedeli* **n. sp.** . . . 21
   3.11. *Phrygica jelskii* **n. sp.** . . . 23
   3.12. *Phrygica euxinaeformis* **n. sp.** . . . 24
   3.13. *Phrygica raehlei* **n. sp.** . . . 24
   3.14. *Sprattia sowerbyana* . . . 25
   3.15. *Sprattia sillyonensis* **n. sp.** . . . 25
   3.16. *Sprattia beycola* **n. sp.** . . . 26
   3.17. *Euxina mazanderanica* **n. sp.** . . . 27
   3.18. *Galeata galeata* . . . 28
   3.19. *Galeata tumluensis* **n. sp.** . . . 29
4. Literatur . . . 29

1. Methoden und Material

Zur Methodik der gehäusemorphologischen Untersuchung des Materials kann auf die erste Arbeit dieser Serie (NORDSIECK 1993) verwiesen werden. Die *Rippendichte* wird bei Arten von normaler Größe wie in dieser als R_2, bei kleinen Arten als mittlere Rippenzahl auf 1 mm der vorletzten Windung = R_1 angegeben. Die Gehäuseuntersuchungen wurden durch solche des Genitalapparats ergänzt, deren Methodik bereits in früheren Arbeiten (NORDSIECK 1963, 1969, 1978a) erläutert wurde. Weiter konnte ein Teil der Genitalapparate nachuntersucht werden, die von E. NEUBERT im Rahmen seiner Dissertation (NEUBERT 1993b) präpariert wurden.

Das Material stammt, soweit nicht selbst gesammelt, zu einem großen Teil von den Malakologen und Museen, die bereits in der ersten Arbeit genannt wurden. Hinzu kommen Frau A. LIEBEGOTT (Frankfurt a. M.), H. SCHÜTT (Düsseldorf) und B. HAUSDORF (Stein), die mir ihr in der Türkei gesammeltes Clausilien-Material ganz oder teilweise zur Bearbeitung überlassen haben. In diese Bearbeitung einbezogen wurde auch eine neue *Idyla*-Art, die Frau LIEBEGOTT in Griechenland gesammelt hat, weil die Untersuchung dieser Art für die Systematik der türkischen Arten von Bedeutung ist.

Das Material ist in den folgenden Sammlungen deponiert:

FMNH = Field Museum of Natural History Chicago;
HAU = Sammlung B. HAUSDORF, Stein;
IZPAN = Instytut Zoologiczny Polska Akademia Nauk Warszawa;
LIE = Sammlung A. LIEBEGOTT Frankfurt a. M.;
MEN = Sammlung H. P. M. G. MENKHORST, Krimpen a/d Ijssel;
N = Sammlung H. NORDSIECK, Villingen-Schwenningen;
NEB = Sammlung E. NEUBERT, Darmstadt;
NMW = Naturhistorisches Museum Wien;
NMWK = Sammlung W. KLEMM im Naturhistorischen Museum Wien;
NNM = Nationaal Natuurhistorisch Museum Leiden;
RÄH = Sammlung W. RÄHLE, Tübingen;
SCH = Sammlung H. SCHÜTT, Düsseldorf;
SMF = Senckenberg-Museum Frankfurt a. M.;
SMNS = Staatliches Museum für Naturkunde Stuttgart.

Allen genannten Malakologen und den für die Museumssammlungen verantwortlichen Kustoden sei an dieser Stelle für ihre Unterstützung gedankt, Herrn E. NEUBERT zusätzlich für seine Bereitschaft, das von ihm präparierte Genitalmaterial zur Verfügung zu stellen. Herrn H.-J. NIEDERHÖFER (Stuttgart) danke ich wieder für seine Hilfe bei der Erstellung der Tafeln und der Karten.

2. Systematik

Im Vergleich mit den von mir früher vorgeschlagenen Systemen der Serrulininae (NORDSIECK 1978b, 1979) und der Mentissoideinae (NORDSIECK 1975, 1977, 1979) sind durch die umfassenden Arbeiten von NEUBERT (1992, 1993a, b), die besonders die Gruppen der letztgenannten Unterfamilie betreffen, und durch eigene Untersuchungen so viele Änderungen notwendig geworden, daß den in dieser Arbeit veröffentlichten Neubeschreibungen eine systematische Übersicht der türkischen Arten beider Unterfamilien und eine Begründung dieser Änderungen vorangestellt wird, um die Einordnung der neuen Taxa verständlich zu machen. Obwohl die Unterfamilie Mentissoideinae im Verhältnis zu den Unterfamilien Clausiliinae und Baleinae wahrscheinlich eine paraphyletische Gruppe darstellt, wird dem Vorschlag von NEUBERT (1993b), die drei Gruppen zu einer Unterfamilie Clausiliinae zusammenzufassen, vorläufig nicht gefolgt, weil die Clausiliinae und Baleinae sich von den Triben der Mentissoideinae durch die tiefgreifenden evolutiven Veränderungen ihrer männlichen Endwege (NORDSIECK 1969: 248–249, 1978a: 85–86) stärker unterscheiden als diese untereinander. Außerdem bedürfen die phylogenetischen Bezie-

hungen dieser Triben weiterer Untersuchungen, um eine Phylogenese der gesamten Unterfamiliengruppe rekonstruieren und ein darauf basierendes System vorschlagen zu können.

2.1. System der in der Türkei vorkommenden Arten

Die in dem folgenden System vorgeschlagenen Änderungen gegenüber den früheren Systemen (Nordsieck 1975, 1978b, 1979 und Neubert 1993b) werden in Anmerkungen begründet (siehe 2.2.). In diesen werden auch die neuen Familien- und Gattungstaxa diagnostiziert.

Serrulininae Forcart 1935

Serrulina Mousson 1873:
S. (*Serrulina*): *S.* (*S.*) *serrulata* (L. Pfeiffer 1847);
Dobatia H. Nordsieck 1973: *D. goettingi* (Brandt 1961), *multidentifera* Neubert 1992;
Pravispira Lindholm 1924 (siehe 2.2.1.): *P. semilamellata* (Mousson 1863), *serrulosa* (Retowski 1889);
Pontophaedusa Lindholm 1924: *P. funiculum* (Mousson 1856);
Pontophaedusella **n. gen.** (siehe 2.2.2.): *P. ofensis* **n. sp.**

Mentissoideinae Lindholm 1924

Boettgeriini H. Nordsieck 1979 (siehe 2.2.3.)
Olympicola Hesse 1916: *O. olympica* (L. Pfeiffer 1848).
Filosini H. Nordsieck 1979 (siehe 2.2.3.)
Filosa O. Boettger 1877: *F. filosa* (Mousson 1863);
Idyla H. & A. Adams 1855 (siehe 2.2.4.):
I. (*Idyla*): *I.* (*I.*) *bicristata* (Rossmässler 1839).
Strumosini **n. trib.** (siehe 2.2.3.)
Strumosa O. Boettger 1877: *S. strumosa* (L. Pfeiffer 1848), *abanti* (Brandt 1961).
Strigileuxinini **n. trib.** (siehe 2.2.3.)
Strigileuxina H. Nordsieck 1975 (siehe 2.2.5.): *S. reuleauxi* (O. Boettger 1887), *discedens* (Retowski 1889), *lindholmi* (Lindholm 1912), *concavelamellata* (Loosjes 1963), *illustris* Neubert 1993;
Sumelia Neubert 1994 (siehe 2.2.5.): *S. carinata* (Neubert 1993), *boniferae* (Neubert 1993), *rolli* (H. Nordsieck 1975).
Acrotomini H. Nordsieck 1979 (siehe 2.2.3.)
Scrobifera O. Boettger 1877: *S. taurica* (L. Pfeiffer 1848);
Roseniella Thiele 1931 (siehe 2.2.6.):
R. (*Roseniella*): *R.* (*R.*) *sobrievskii* (Lindholm 1913);
R. (*Chavchetia*) Neubert 1992: *R.* (*C.*) *rufina* Neubert 1992, *difficilis* (Retowski 1889);
Kazancia Neubert 1992 (siehe 2.2.6.): *K. monticola* Neubert 1992, *galli* (H. Nordsieck 1977);
Armenica O. Boettger 1877 (siehe 2.2.7.):
A. (*Armenica*): *A.* (*A.*) *laevicollis* (Charpentier 1852), *disjuncta* (Mortillet 1854), *brunnea* (Rossmässler 1839), *huet* (Mortillet 1854), *multispirata* Neubert 1992, *gracillima* (Retowski 1889), *viridissima* Neubert & Menkhorst 1994;
A. (*Astrogena*) Szekeres 1970 (siehe 2.2.8.): *A.* (*A.*) *griseofusca* (Mousson 1876), *euprepes* Biggs 1936, *truncata* Neubert 1992;
Phrygica **n. gen.** (siehe 2.2.9.): *P. riedeli* **n. sp.**, *jelskii* **n. sp.**, *euxinaeformis* **n. sp.**, *raehlei* **n. sp.**;
Sprattia O. Boettger 1883 (siehe 2.2.7.): *S. sowerbyana* (L. Pfeiffer 1850), *sillyonensis* **n. sp.**, *blissi* (O. Boettger 1899), *beycola* **n. sp.**, *bicarinata* (Rossmässler 1839).

Mentissoideini (siehe 2.2.3.)
Euxina O. Boettger 1877 (siehe 2.2.10.):
E. (*Euxina*): *E.* (*E.*) *hetaera* (L. Pfeiffer 1848), *circumdata* (L. Pfeiffer 1848), *persica* (O. Boettger 1879), *pontica* (Retowski 1887);
Elia H. & A. Adams 1855 (siehe 2.2.11.):
E. (*Elia*): *E.* (*E.*) *moesta* (Rossmässler 1839), *multiserrata* (O. Boettger 1896), *corpulenta* (L. Pfeiffer 1848);
E. (*Acroeuxina*) O. Boettger 1877: *E.* (*A.*) *huebneri* (L. Pfeiffer 1848), *laevestriata* (Retowski 1887), *retowskii* H. Nordsieck 1984;
E. (*Caucasica*) O. Boettger 1877: *E.* (*C.*) *somchetica* (L. Pfeiffer 1846), *ossetica* (Mousson 1863);
Euxinastra O. Boettger 1888 (siehe 2.2.12.):
E. (*Euxinastra*): *E.* (*E.*) *hamata* (O. Boettger 1888), *sumelae* Neubert 1993, *fartilis* Loosjes 1963;
E. (*Odonteuxina*) H. Nordsieck 1975: *E.* (*O.*) *iberica* (Roth 1848);
Galeata O. Boettger 1877 (siehe 2.2.13.):
G. (*Galeata*): *G.* (*G.*) *schwerzenbachii* (L. Pfeiffer 1848), *galeata* (Rossmässler 1839), *tumluensis* **n. sp.**, *antiochica* (Schütt 1993);
G. (*Plistoptychia*) Lindholm 1924: *G.* (*P.*) *cilicica* (Nägele 1902);
Mentissoidea O. Boettger 1877: *M. rupicola* (Mortillet 1854).

2.2. Anmerkungen und Diagnosen

2.2.1. *Pravispira*

Die generische Trennung von *Pravispira* und *Serrulina*, die ich wegen der großen gehäusemorphologischen Unterschiede bereits früher (NORDSIECK 1978b: 95) vorgeschlagen hatte, wurde durch die genitalmorphologische Untersuchung der beiden *Pravispira*-Arten durch NEUBERT (1993b: Abb. 83–84) bestätigt. Der Genitalapparat von *Pravispira* unterscheidet sich von dem von *Serrulina* (NORDSIECK 1973: Abb. 24) durch kürzeres Divertikel, kürzeren proximalen Penisabschnitt und vor allem durch kürzeren distalen Epiphallus-Abschnitt. Von dem von *Dobatia* (NORDSIECK 1973: Abb. 23) ist er durch längeres Divertikel und kürzeren proximalen Penisabschnitt verschieden.

Zur Begründung der artlichen Trennung von *Pravispira semilamellata* und *P. serrulosa* siehe 3.2.

2.2.2. *Pontophaedusella* **n. gen.**

Typusart: *P. ofensis* n. sp.
Etymologie: Von der verwandten *Pontophaedusa* abgeleitet.

Diagnose: Gehäuse: Dekolliert; mit Nackenkiel; semiapostroph, Mundsaum nicht gefältelt; Unterlamelle hoch liegend; Subcolumellaris Mundsaum nicht erreichend; Lunellar dorsal; obere Gaumenfalte mit Lunella verbunden, untere Gaumenfalte ausgebildet, von dieser getrennt; unteres Ende der Clausiliumplatte zugespitzt.

Die Ausbildung der inneren Lamellenenden und der Genitalapparat sind unbekannt.

Zugehörige Arten: Nur Typusart (siehe 3.3.).

Bemerkungen: Die neue Gattung ist nach dem Gehäusebau mit *Pontophaedusa* und *Laeviphaedusa* Likharev & Steklov 1965 verwandt. Wie diese (NORDSIECK 1978b: 95–96) hat sie eine semiapostrophe Mündung und ähnelt ihnen in der Ausbildung des Clausiliars. Sie ist wie *Pontophaedusa* dekolliert. Mit *Laeviphaedusa* hat sie die Ausbildung eines Nackenkiels und die fehlende Mundsaumfältelung

gemeinsam und stimmt mit ihr in der Ausbildung von Lunellar und Clausiliumplatte weitgehend überein. Trotz der räumlichen Nähe ihres Fundorts zum Verbreitungsgebiet von *Pontophaedusa* dürfte sie also mit *Laeviphaedusa* näher verwandt sein.

2.2.3. Tribusgliederung der Mentissoideinae

Die in dieser Arbeit vorgeschlagene Tribusgliederung der Unterfamilie ist das Ergebnis der phylogenetischen Analyse von NEUBERT (1993b) und eigener phylogenetischer Untersuchungen, deren Ergebnisse in einer späteren Arbeit veröffentlicht werden sollen. Die folgenden Aussagen und Diagnosen sind jedoch erforderlich, um die Zuordnung der Gruppen zu den Triben und die Neubeschreibung von zwei weiteren Triben zu begründen.

Boettgeriini (NORDSIECK 1979: 262, NEUBERT 1993b: 118)

Bemerkungen: Die Boettgeriini und *Olympicola* besitzen ein Gehäuse, bei dem Oberlamelle und Spiralis verbunden sind, und männliche Endwege mit weder verkürztem noch verlängertem Epiphallus und zweiarmigem Penisretraktor, dessen Hauptarm am proximalen Epiphallus-Abschnitt und dessen Nebenarm am Penis inseriert. Diese Merkmale sind jedoch plesiomorph (NEUBERT 1993b: 115). Als mögliche Synapomorphien sind nur die Ausbildung einer Lunella und das Fehlen von Coecum und Flagellum zu nennen; diese sind jedoch auch bei den Filosini zu finden. Obwohl also keine Apomorphien bekannt sind, die nur den Boettgeriini und *Olympicola* gemeinsam sind, wird letztere vorläufig den Boettgeriini zugeordnet.

Filosini (NORDSIECK 1979: 262)

Bemerkungen: Die Filosini stimmen mit den Boettgeriini weitgehend überein, besitzen aber einen Genitalapparat ohne Divertikel und mit stark verkürztem Epiphallus, an dessen proximalem Ende der einfache Penisretraktor inseriert. Diese Apomorphien finden sich auch bei *Idyla*, so daß diese Gattung trotz der Gehäuseunterschiede zu *Filosa* zu den Filosini gestellt wird.

Für *Strumosa* und die *Strigileuxina*-Gruppe werden jeweils neue Triben aufgestellt:

Strumosini **n. trib.**

Typusgattung: *Strumosa* O. Boettger 1877.

Diagnose: Gehäuse: Oberlamelle von Spiralis getrennt; Lunellar vom Faltentyp. Genitalapparat: Divertikel vorhanden; Coecum fehlend; Epiphallus kürzer als Penis; Retractor penis zweiarmig, Hauptarm am proximalen Epiphallus-Abschnitt, Nebenarm am Penis inserierend; Flagellum vorhanden.

Zugehörige Gattungen: Nur Typusgattung.

Bemerkungen: Die Trennung von Oberlamelle und Spiralis ist eine mögliche Synapomorphie der Strumosini n. trib. mit den folgenden Triben, während ihre männlichen Endwege abgesehen von der mäßigen Verkürzung des Epiphallus plesiomorph gebaut sind.

Strigileuxinini **n. trib.**

Typusgattung: *Strigileuxina* H. Nordsieck 1975.

Diagnose: Gehäuse: Oberlamelle von Spiralis getrennt; Lunellar vom Lunellatyp. Genitalapparat: Divertikel vorhanden; Coecum fehlend; Epiphallus kürzer bis

länger als Penis; Retractor penis einfach, am distalen Epiphallus-Abschnitt inserierend; Flagellum vorhanden.

Zugehörige Gattungen: Außer Typusgattung noch *Sumelia*.

Bemerkungen: Die Trennung von Oberlamelle und Spiralis ist eine mögliche Synapomorphie der Strigileuxinini n. trib. mit den Strumosini und den beiden folgenden Triben, der Lunellatyp des Lunellars dagegen eine mit nur den beiden folgenden Triben. Ihre männlichen Endwege besitzen jedoch mit dem einfachen Penisretraktor, der nur am distalen Epiphallus-Abschnitt inseriert, eine Autapomorphie, die innerhalb der Unterfamilie einzigartig ist.

Acrotomini (Nordsieck 1979: 260, Neubert 1993b: 118)

Bemerkungen: Die Acrotomini besitzen die gleichen Apomorphien des Gehäuses wie die Strigileuxinini. Ihre männlichen Endwege sind jedoch durch die Verkürzung des Epiphallus gekennzeichnet; sie besitzen meist ein Coecum und einen zweiarmigen Penisretraktor, dessen Nebenarm am proximalen Penisende inseriert. Die Verkürzung des Epiphallus und die Insertion des Nebenarms am Penisende sind demnach Autapomorphien der Tribus. Coecum und Nebenarm des Retraktors fehlen in manchen Gruppen, deren Zugehörigkeit zu den Acrotomini im übrigen unzweifelhaft ist. Deswegen werden auch (entgegen Neubert 1993b: 116) *Scrobifera* und *Akramowskia* H. Nordsieck 1975 mit mäßig verkürztem Epiphallus, bei denen Coecum und Nebenarm fehlen, vorläufig zu den Acrotomini gestellt.

Mentissoideini (Nordsieck 1979: 261, Neubert 1993b: 119)

Bemerkungen: Die Mentissoideini stimmen in den apomorphen Gehäusemerkmalen mit den Strigileuxinini und Acrotomini überein. Die männlichen Endwege zeigen im Gegensatz zu den letzteren meist einen verlängerten Epiphallus; das Coecum fehlt, und der Penisretraktor ist zerteilt bis einfach und inseriert nur am Epiphallus. Die Tendenz zur Verlängerung des Epiphallus und die Insertion des Retraktors nur am Epiphallus sind also Autapomorphien der Mentissoideini.

2.2.4. *Idyla* (*Strigilidyla*) **n. subgen.**

Typusart: *I. liebegottae* n. sp.

Etymologie: Benannt nach der Strichelung des Gehäuses der Typusart.

Diagnose: Gehäuse: Im Vergleich zu *I.* (*Idyla*) Spitze normal (nicht zugespitzt); Mundsaum stärker gefältelt; Unterlamelle weniger hoch liegend; Clausiliumplatte weniger breit. Genitalapparat (Abb. 1): Im Vergleich zu *I.* (*Idyla*) ovipar; Penis länger; Retractor penis kräftig.

Zugehörige Arten: Nur Typusart (siehe 3.4.).

Bemerkungen: Fast alle in der Diagnose genannten Merkmale der neuen Untergattung sind gegenüber denen der Nominat-Untergattung plesiomorph, so daß *Strigilidyla* der Stammform von *Idyla* nahe stehen dürfte.

2.2.5. *Strigileuxina* – *Sumelia*

Die Gruppe *Sumelia*, die von Neubert (1993b: 97) als Untergattung von *Strigileuxina* beschrieben wurde, wird als Gattung gewertet, weil in der Ausbildung des Genitalapparats beträchtliche Unterschiede zu *Strigileuxina* bestehen (Neubert 1993a: Abb. 2–3): Ovovivipar; Epiphallus länger (etwa gleich lang oder länger als

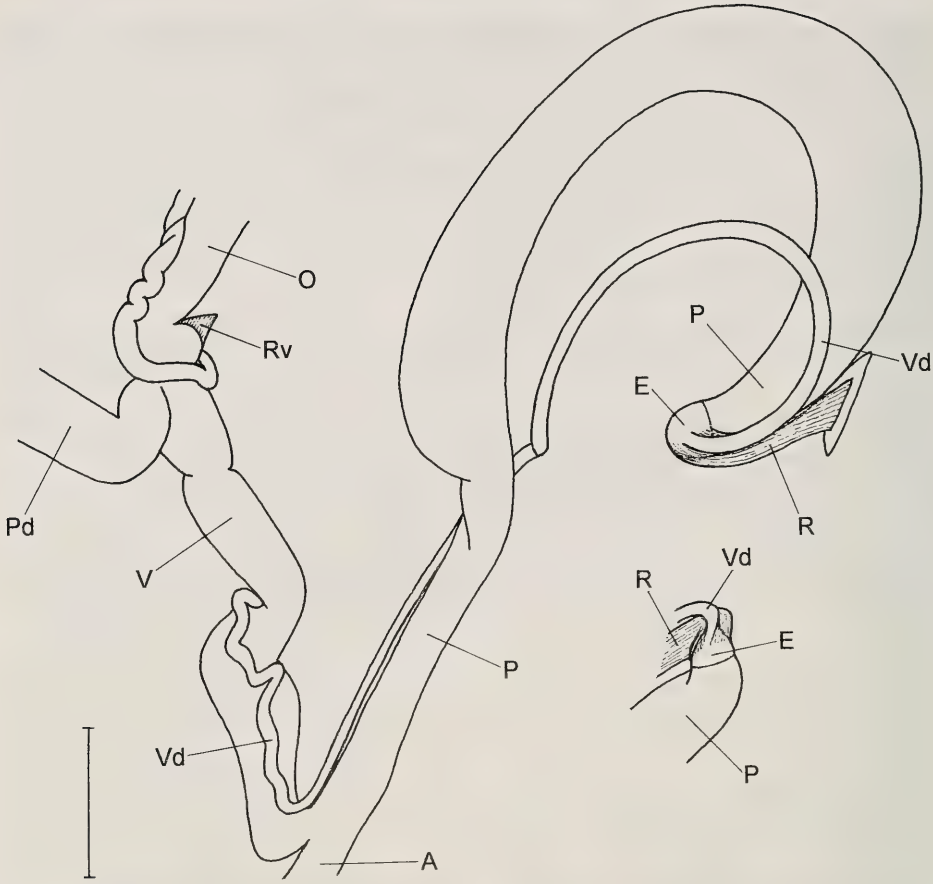


Abb. 1. *Idyla (Strigilidyla) liebegottae* n. sp., Endwege des Genitalapparats; – Chania bei Volos (Weg von Paßstraße zum Hotel Chani Zisi, etwa 1200 m über NN), A. Liebegott, 5. X. 1986 (Paratypus N 9595/Präp. 487). – *Abkürzungen: A* = Atrium, *C* = Coecum, *D* = Divertikel, *E* = Epiphallus, *O* = freier Ovidukt, *NR* = Nebenarm des Retractor penis, *P* = Penis, *Pd* = Pedunculus, *pP* = proximaler Penisabschnitt, *R* = Retractor penis, *Rv* = Retractor vaginae, *V* = Vagina, *Vd* = Vas deferens. – Maßstab: 1 mm.

Penis), distaler Epiphallus-Abschnitt dünner, Retractor penis am distalen Epiphallus-Abschnitt nahe dem Übergang Epiphallus-Penis inserierend.

Zur Begründung der artlichen Trennung von *Strigileuxina reuleauxi* und *discedens* siehe 3.5. Die von Neubert (1993a: 27) als Unterart von *concavelamellata* beschriebene *illustris* wird – wie bereits von Neubert (1993b: 95) – als Art aufgefaßt, da sich ihr Genitalapparat von dem von *concavelamellata* beträchtlich unterscheidet (Neubert 1993b: Abb. 64–65).

Zur Begründung der artlichen Trennung von *Sumelia carinata* und *boniferae* siehe 3.6.

2.2.6. *Roseniella* – *Kazancia*

Nahe mit *Roseniella* verwandt ist nicht nur die früher mit Fragezeichen zu *Strumosa* gestellte *difficilis*-Gruppe (Nordsieck 1977: 95), die bereits von Neubert

(1992: 73) als Untergattung *Chavchetia* dieser Gattung zugeordnet wurde, sondern auch die von diesem beschriebene Gattung *Kazancia* (NEUBERT 1992: 70). Deren Typusart *monticola* unterscheidet sich von *Roseniella* im Bau des Genitalapparats durch das höher am Pedunculus inserierende Divertikel, das Fehlen des Coecums und des zugehörigen proximalen Penisabschnitts und den stark verkürzten Epiphallus. Da aber das Coecum und der zugehörige proximale Penisabschnitt bei der ebenfalls zu *Kazancia* gehörenden *galli* (siehe 3.7.) vorhanden sind (NEUBERT mündliche Mitteilung), sind die Unterschiede im Bau der männlichen Endwege weniger bedeutend als bei der Beschreibung der Gattung angenommen.

2.2.7. *Armenica* – *Sprattia*

Die von NEUBERT (1993b: 37, 41) vorgeschlagene Teilung der Gattung *Armenica* im bisherigen Sinne (NORDSIECK 1975: 85, 1979: 261) in die Gattungen *Armenica* und *Sprattia* wird durch die Entdeckung der neuen Gattung *Phrygica* n gen., die die Schwestergruppe von *Sprattia* mit normalem Clausiliar darstellen dürfte, bestätigt (siehe 2.2.9.).

2.2.8. *Armenica* (*Astrogena*)

Durch umfangreiche Aufsammlungen von NEUBERT und SCHÜTT im Pontus von Trabzon konnte meine Annahme (NORDSIECK 1975: 99–100), daß dort zwei Arten, *Armenica griseofusca* und *euprepes*, nebeneinander vorkommen, bestätigt werden. Die *griseofusca* ist eine Baum-, die *euprepes* eine Felsenschnecke. Die *mimele* Biggs 1946 und die Form von „Dükkan", die ich zu *griseofusca* gestellt hatte, dürften nach erneuter Untersuchung des zur Verfügung stehenden Materials zu *euprepes* gehören. Die von NEUBERT (1992: 75) als Unterart von *euprepes* beschriebene *truncata* wird als Art gewertet, da sich ihr Genitalapparat von dem von *euprepes* beträchtlich unterscheidet (NEUBERT 1993b: Abb. 39–40).

2.2.9. *Phrygica* **n. gen.**

Typusart: *P. riedeli* n. sp.

Etymologie: Benannt nach der antiken Landschaft Phrygien, in der die Mehrzahl der Arten gefunden wurde.

Diagnose: Gehäuse: Dorsalkiel ausgebildet; Clausiliar vom Normaltyp; Oberlamelle von Spiralis getrennt; Spiralis innen tiefer als Unterlamelle endend, Inserta fehlend (bei wenigen Exemplaren von zwei Arten untersucht); Subcolumellaris auf Gaumenwand übertretend, etwa in Höhe des Lunellars endend; Lunellar mit Lunella, ohne vordere Gaumenfalten; Clausiliumplatte zungenförmig. Genitalapparat (nur Typusart und *P. jelskii* n. sp. untersucht, Abb. 2): Penis in proximalen und distalen Abschnitt gegliedert, beide schwach gegeneinander abgegrenzt, mit Coecum; Epiphallus kurz, Retractor penis zweiarmig, Hauptarm am proximalen Epiphallus-Ende, Nebenarm am proximalen Penisende inserierend.

Zugehörige Arten: Außer Typusart noch *P. jelskii* n. sp., *euxinaeformis* n. sp. und *raehlei* n. sp. (siehe 3.10.–3.13.).

Bemerkungen: Die neue Gattung stimmt mit *Sprattia* im Gehäusebau (abgesehen vom Clausiliar-Typ) und in dem des Genitalapparats weitgehend überein und wird daher als deren Schwestergruppe angesehen. Das gleiche gilt für das Verhältnis von *Roseniella* zu *Armenica*. Bei beiden Gattungspaaren handelt es sich also um

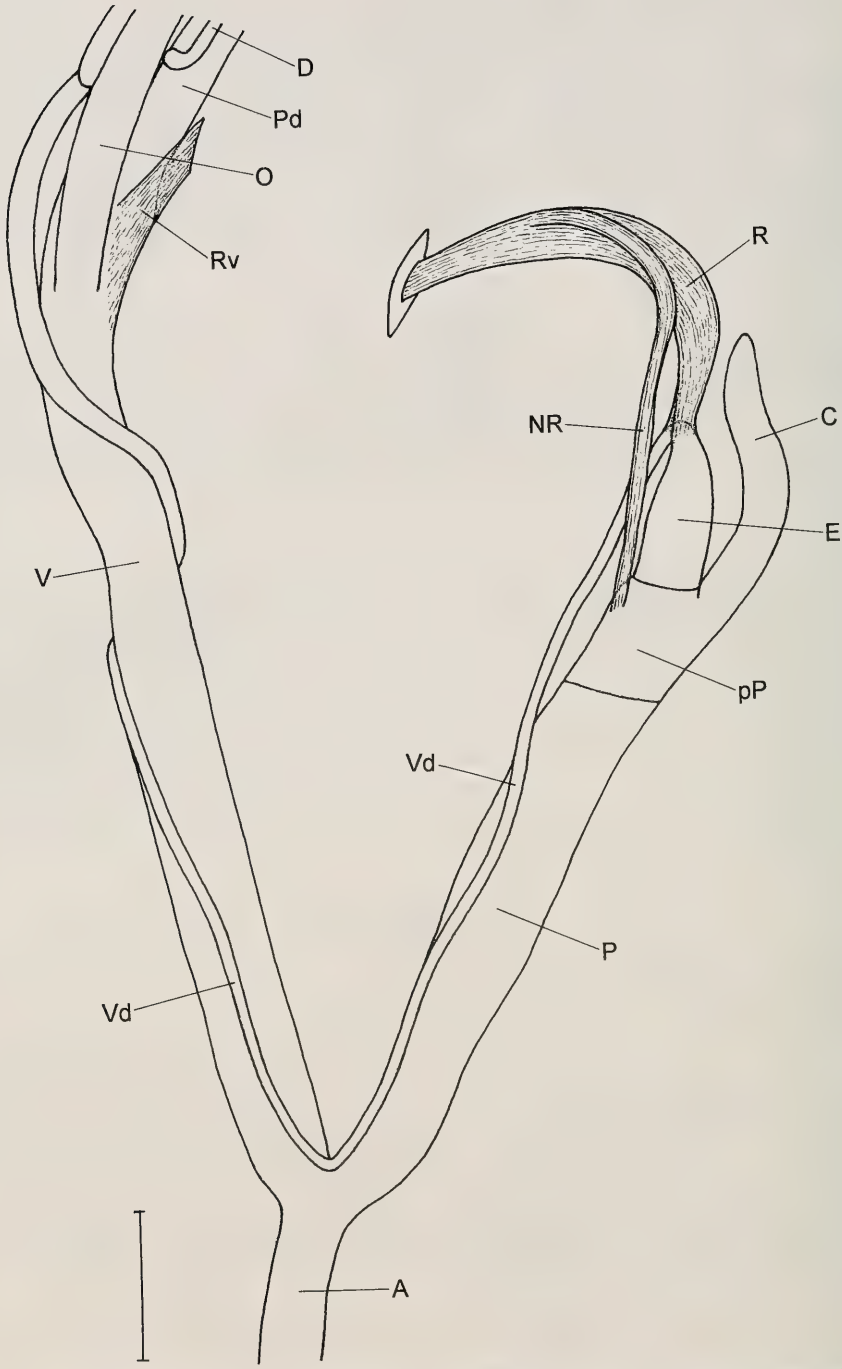


Abb. 2. *Phrygica riedeli* n. sp., Endwege des Genitalapparats; – Zeytinköy 5–6 km SE Denizli (Schlucht), A. Riedel, 13. XI. 1985 (Paratypus N 9722/Präp. 486). – Abkürzungen siehe Abb. 1. – Maßstab: 1 mm.

N/G-Paare, wie sie bereits früher (NORDSIECK 1975: 84–85) zusammengestellt wurden. *Phrygica* n. gen. ist im Binnenland von W- und SW-Anatolien verbreitet, während *Sprattia* einen Teil des küstennahen Gebiets und das anschließende Gebirge S-Anatoliens besiedelt (Abb. 5–6). Beide Gattungen vikariieren also weitgehend geographisch; ein gemeinsames Vorkommen von Arten beider Gattungen ist nur vom Bey-Gebirge bei Antalya bekannt (siehe 3.13.).

2.2.10. *Euxina*

Die Gattung *Euxina* wird in zwei Untergattungen geteilt, die sich genitalmorphologisch unterscheiden und durch eine große Verbreitungslücke getrennt sind, die Nominat-Untergattung und *E.* (*Illunellaria*) Lindholm 1924. Der Genitalapparat der letzteren ist allerdings ungenügend bekannt. Die unzureichenden Abbildungen von FORCART (1935: Abb. 6c) und LIKHAREV (1962: Abb. 98, 101) und die Untersuchung des der Abbildung von FORCART zugrundeliegenden Dauerpräparats (Naturhistorisches Museum Basel 3966c) lassen darauf schließen, daß der Epiphallus von *Illunellaria* im Vergleich zu dem der Nominat-Untergattung im Verhältnis zum Penis kürzer ist und der Hauptarm des Penisretraktors weiter proximal inseriert. Die Nominat-Untergattung kommt in SE-Bulgarien und der NW-Türkei, *Illunellaria* in Aserbaidschan und dem N-Iran vor; beide sind durch eine Lücke in der E-Türkei und Armenien, in der keine *Euxina*-Arten gefunden wurden, getrennt. Zu *Illunellaria* gehören zwei Arten, die Typusart *Euxina* (*I.*) *lessonae* Issel 1866 (zu der *talyschana* Likharev 1962 als Unterart gestellt wird, NORDSIECK unveröffentlicht) und eine Art, die von FORCART (1935: 431) als *lessonae* und von LIKHAREV (1962: 170) als *persica* fehlbestimmt wurde. Sie wird deshalb als *Euxina* (*I.*) *mazanderanica* n. sp. neu beschrieben (siehe 3.17.).

Euxina rackae Brandt 1961, die bisher (NORDSIECK 1979: 261) als Art angesehen wurde, unterscheidet sich hauptsächlich durch die Skulptur von *persica*; sie wird daher – wie bereits von NEUBERT (1993b: 67) – dieser Art als Unterart zugeordnet.

2.2.11. *Elia*

Die Trennung der Gattung *Elia* im bisherigen Sinne (NORDSIECK 1979: 261–262) in die beiden Gattungen *Elia* und *Caucasica*, wie sie NEUBERT (1993b: 70, 78) vorschlägt, wird nicht übernommen. Die genitalmorphologischen Unterschiede zwischen der Nominat-Untergattung von *Elia* und *Acroeuxina* und die zwischen der Nominat-Untergattung von *Caucasica* und *Megaleuxina* O. Boettger 1877 sind ebenso groß oder größer als die zwischen den beiden Nominat-Untergattungen. *Acroeuxina* hat einen längeren Epiphallus als *Elia* (NORDSIECK 1975: Abb. 9, NEUBERT 1993b: Abb. 49–53), während sich *Megaleuxina* von *Caucasica* und den anderen Gruppen durch deutlich abgegrenzten proximalen Penisabschnitt, längeren Epiphallus und stärker zerteilten Penisretraktor unterscheidet (NORDSIECK 1975: Abb. 10, NEUBERT 1993b: Abb. 54–55). Da sie auch im Gehäusebau von diesen abweicht (Inserta fehlend; Clausiliumplatte breiter), kann allenfalls eine Abtrennung von *Megaleuxina* als Gattung befürwortet werden.

Die von O. BOETTGER (1896: 127) als Varietät von *Elia moesta* beschriebene *multiserrata* stimmt zwar in der Gehäusegestalt mit dieser überein, unterscheidet sich aber von ihr durch die Ausbildung von Oberlamelle-Spiralis und Lunellar, die sie mit *corpulenta* gemeinsam hat. Auch ihr Verbreitungsgebiet liegt zwischen denen der beiden genannten Arten. Sie wird deshalb vorläufig als selbständige Art gewertet.

2.2.12. *Euxinastra*

Die Gruppe *Odonteuxina*, die von mir (NORDSIECK 1975: 89) als Gattung beschrieben wurde, wird – wie bereits von NEUBERT (1993b: 83, 86) – als Untergattung zu *Euxinastra* gestellt, weil der Genitalapparat der Typusart *iberica* weitgehend mit dem der *Euxinastra*-Arten übereinstimmt (NORDSIECK 1975: Abb. 8, NEUBERT 1993a: Abb. 7–8, 1993b: Abb. 56–59). Die Unterschiede von *Odonteuxina* zur Nominat-Untergattung sind die folgenden: Gehäuse: Mundsaum gefältelt; unteres Ende der Clausiliumplatte gekrümmte Spitze bildend; Genitalapparat: Retractor penis stärker zerteilt.

2.2.13. *Galeata*

Die Abtrennung von *Galeata cilicica* als Untergattung *Plistoptychia*, die von NEUBERT (1992: 82) vorgeschlagen wurde, wird übernommen, obwohl die Gehäuseunterschiede zwischen dieser und den Arten der Nominat-Untergattung weniger groß sind als bisher angenommen. Bei *cilicica* gibt es außer der Inserta eine kurze gebogene Lamelle, die den Durchlaß zwischen Spiralis und Subcolumellaris im Bereich der Clausiliumplatte abdichtet (von NEUBERT 1992: 84 als Teil der Inserta angesehen). Diese ist auch bei den Arten der Nominat-Untergattung vorhanden, aber mit der Unterlamelle an deren innerem Ende verbunden. Bei einer Art der Nominat-Untergattung, *tumluensis* n. sp., ist auch eine Lunella ausgebildet (siehe 3.19.).

3. Arten

Im folgenden werden die neuen Arten und Unterarten beschrieben und im Zusammenhang damit jeweils die Zugehörigkeit und die verwandtschaftlichen Beziehungen dieser Taxa diskutiert. Außerdem werden Informationen zu einigen bisher ungenügend bekannten Arttaxa gegeben, von denen neues Material untersucht werden konnte.

3.1. *Dobatia multidentifera* Neubert 1992

Dobatia multidentifera Neubert 1992: 66, pl. 1, 1.

Bemerkungen: Die *multidentifera* steht zwar gehäusemorphologisch (der Genitalapparat ist nicht bekannt) der Typusart *goettingi* näher als anderen Arten der Serrulininae, unterscheidet sich aber von dieser durch folgende Merkmale, die bereits von NEUBERT (1992: 67) genannt wurden: Mündung vorgezogen (besonders im oberen Teil), Mundsaum auch auf Außenseite gefältelt; Spiralis innen wenig tiefer bis gleich tief endend wie Unterlamelle, Innenteil der Subcolumellaris fehlend (bei zwei Exemplaren untersucht). Die Unterschiede in der Ausbildung der inneren Lamellenenden würden ausreichen, um *multidentifera* zumindest als Untergattung abzutrennen; damit soll aber gewartet werden, bis der Genitalapparat der Art untersucht worden ist.

Dobatia ist ein weiteres Beispiel für eine Gruppe, die in N- und S-Anatolien vorkommt, aber in Zentralanatolien fehlt (Abb. 3). Andere Gruppen mit einer solchen Verbreitung (anatolische Disjunktion) sind *Serrulina serrulata*, *Armenica laevicollis* (siehe 3.8.), die *Armenica brunnea*-Gruppe und die Nominat-Untergattungen von *Elia* und *Galeata*. Die disjunkte Verbreitung dieser Gruppen dürfte auf die zunehmende Austrocknung Zentralanatoliens in geologisch junger Zeit zurückzuführen sein.

Abb. 3. Verbreitung von *Dobatia* H. Nordsieck 1973 in der Türkei.

Zu *D. multidentifera* gehört auch ein Gehäuse, das bereits 1963 von Ressl bei Anamur gesammelt wurde. Diese Form wird im folgenden als neue Unterart beschrieben.

D. multidentifera anamurensis **n. subsp.** (Taf. 1, Fig. 2)

Typusmaterial: Holotypus: NMWK 55380, H = 11.4 mm, D = 2.7 mm, D/H = 0.237, Prov. Içel, VE 89, Anamur (nahe Stadt), in Kluft, F. Ressl, 20. IV. 1963.

Etymologie: Benannt nach Anamur, dem Fundort der Unterart.

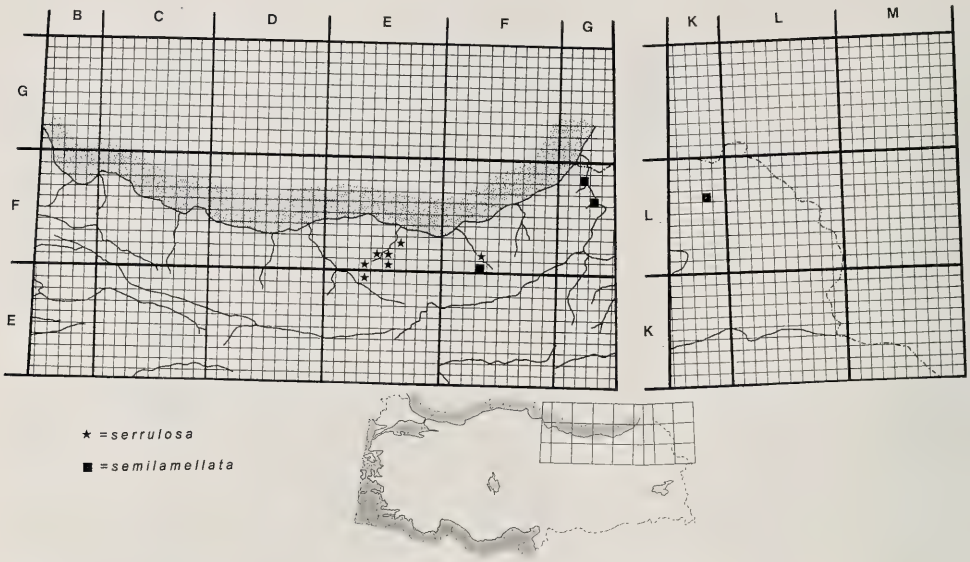


Abb. 4. Verbreitung von *Pravispira* Lindholm 1924 in der Türkei.

Diagnose: Unterscheidet sich von der Nominat-Unterart durch folgende Merkmale: Untere Windungen (abgesehen von Endwindung) nur rippenstreifig; Mündung weniger vorgezogen; Unterlamelle weniger steil, vorn stark erniedrigt; Lunellar dorsolateral, Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung fast voll sichtbar.

Bemerkungen: Die Nominat-Unterart, von der zum Vergleich der Holotypus (SMF 309813, Taf. 1, Fig. 1) abgebildet wird, ist auch auf den unteren Windungen deutlich gerippt [R_1: $\bar{x}$ (n = 18) = 7.2] und besitzt ein tiefer liegendes Lunellar (meist fast lateral, Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung nur Rand bis halb sichtbar). Von dieser ist jedoch nur die Typusprobe, von *m. anamurensis* n. subsp. nur der Holotypus bekannt, so daß weiteres Material benötigt wird, um beurteilen zu können, ob es sich bei letzterer um eine Unterart oder eine selbständige Art handelt.

3.2. *Pravispira serrulosa* (Retowski 1889)

Clausilia (*Serrulina*) *semilamellata* var. *serrulosa* Retowski 1889: 263.
Serrulina (*Pravispira*) *semilamellata serrulosa*, – Zilch (1954: 49, Taf. 4, Fig. 65).

Bemerkungen: Bisher war man der Meinung (Likharev 1962: 122–123, Abb. 32), die in den Kaukasusländern weit verbreitete *P. semilamellata* komme auch in NE-Anatolien bis in die Umgebung von Trabzon vor, wo sie als Form *serrulosa* auftrete. Die gehäusemorphologische Untersuchung des hauptsächlich von Neubert und Schütt gesammelten *Pravispira*-Materials zeigte, daß es sich bei *semilamellata* und *serrulosa* um zwei verschiedene Arten handelt, die weitgehend geographisch vikariieren (Abb. 4). Im Pontus von Trabzon kommt danach nur *serrulosa*, in der Umgebung des unteren Çoruh-Tals nur *semilamellata* vor. Im Ikizdere-Tal, das zwischen diesen Gebieten liegt, wurden von Neubert in unmittelbarer Nachbarschaft je ein Exemplar von *serrulosa* und von *semilamellata* gesammelt. Die Genitalapparate

beider Arten (NEUBERT 1993b: Abb. 83–84) lassen ebenfalls Unterschiede erkennen. Die *serrulosa* (Taf. 1, Fig. 4–5) unterscheidet sich von *semilamellata* (Taf. 1, Fig. 3) durch folgende Gehäusemerkmale: Mundsaum meist stärker gefältelt (mehr Fältchen auf Spindelseite, außerdem Fältchen auf Außenseite vorkommend); Unterlamelle niedriger; untere Gaumenfalte kürzer (bei senkrechtem Einblick in Mündung nicht sichtbar); unterste Gaumenfalte und Anteperistom-Falte stets fehlend. Die Form des Maçka-Tals (Taf. 1, Fig. 5), zu der die meisten vorliegenden Proben von *serrulosa* gehören, ist zusätzlich weiter gerippt (R_1: 8–9, bei *semilamellata* R_1 meist 9–14). Die Form vom Ikizdere-Tal (Taf. 1, Fig. 4) ist kleiner als die des Maçka-Tals und schwächer und dichter gerippt (R_1 = 12). Sie stimmt weitgehend mit der Typusform von *serrulosa* (Holotypus SMF 61557, ZILCH 1954: Taf. 4, Fig. 65) von „Sephanos" bei Trabzon überein. Diese Form und die des Maçka-Tals werden sich bei Untersuchung eines größeren Materials möglicherweise als Unterarten trennen lassen.

3.3. *Pontophaedusella ofensis* **n. sp.** (Taf. 1, Fig. 6)

Typusmaterial: Holotypus: IZPAN, H (dekolliert!) = 9.5 mm, D = 2.6 mm, R_1 = 10, Prov. Trabzon, FF 03, 2 km SW Of, in Haselnußgebüsch am Boden in faulender Streu zwischen Steinen, A. RIEDEL, 4. XII. 1985. – Paratypen: FMNH, gleiche Daten wie Holotypus.

Etymologie: Benannt nach Of, dem Fundort der Art.

Diagnose: Siehe 2.2.2.

Beschreibung des Holotypus: Gehäuse klein und schlank, gekrümmt, dekolliert (bis auf 5¼ Windungen); gelblich; dicht stumpf gerippt, am Nacken weiter; Nacken mit schwachem Basalkiel, daneben von diesem divergierende Nackenauftreibung; semiapostroph, Mündung birnförmig, mit großem Sinulus, Mundsaum abgelöst und vorgezogen; Oberlamelle hoch, mit wenig niedrigerer Spiralis verbunden; Unterlamelle hoch liegend, hoch bogig, über Spindelkante fast bis Mundsaum verlängert; darunter weiteres Fältchen, sonst Mundsaum ungefältelt; Subcolumellaris etwas weiter als bis in Höhe des Lunellars ziehend, nur bei schrägem Einblick in Mündung sichtbar; Lunellar dorsal, Principalis kaum weiter nach innen ziehend; obere Gaumenfalte im Bogen in Lunella übergehend, diese von kräftiger unterer Gaumenfalte ± getrennt, darunter weniger kräftige Sulcalis; Gaumenhöcker nach innen zu kurzer Anteperistom-Falte verlängert, die zusammen mit Oberlamelle Sinulus begrenzt; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung voll sichtbar, zungenförmig, Außenrand im Bereich der unteren Gaumenfalte eingezogen, unteres Ende zugespitzt, einfach.

Bemerkungen: Zu den verwandtschaftlichen Beziehungen der neuen Art und Gattung siehe 2.2.2.

3.4. *Idyla* (*Strigilidyla*) *liebegottae* **n. sp.** (Taf. 2, Fig. 1)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS ZI 9157, H = 17.1 mm, D = 4.6 mm, D/H = 0.269, Thessalien, FJ 76, Chania bei Volos (Weg von Paßstraße zum Hotel Chani Zisi, etwa 1200 m über NN), im Buchenwald in Bachnähe, A. LIEBEGOTT, 5. X. 1986. – Paratypen: LIE, N 9595, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 12): H: 16.6–19.6 mm, D: 4.5–5.0 mm, R_2: $\bar{x}$ = 13.8.

Etymologie: Benannt nach Frau A. LIEBEGOTT (Frankfurt a. M.), die die Art entdeckt hat.

Diagnose: Siehe 2.2.4.

Beschreibung der Typusprobe: Gehäuse bauchig, mit normaler (nicht zugespitzter) Spitze; rotbraun; gleichmäßig stumpf gerippt und gruppenweise gestrichelt, Rippen zum Teil über ganze Windung weiß, Rippung am Nacken weiter; Nacken mit Basalkiel und begleitender Nackenauftreibung, diese niedriger oder höher, aber weniger zusammengedrückt als Basalkiel, daneben Nackeneindruck und vor Mundsaum Nackenwulst ± ausgebildet; Mündung rhombisch, Mundsaum abgelöst, zum Teil am Sinulus angeheftet; Oberlamelle kräftig, Parallellamelle hinten (vor Clausiliumplatte) sichtbar, zum Teil bis vorn angedeutet; Interlamellar unterschiedlich stark gefältelt, nur ein kräftiges Fältchen bis zusätzlich mehrere schwächere, ersteres über Spindelkante bis auf Unterlamelle ziehend, übriger Mundsaum schwach gefältelt: Subinterlamellar mit Fältchen, auf Außenseite nur Kielrinne begrenzendes Fältchen, selten weitere schwache Fältchen ausgebildet; Unterlamelle nicht hoch liegend, ± hoch bogig, auf Spindelkante erniedrigt endend oder etwas über diese verlängert; Subcolumellaris auf Gaumenwand übertretend, etwa in Höhe des Lunellars endend; Lunellar dorsal-dorsolateral, zum Teil fast dorsal; Suturalis unterschiedlich deutlich ausgebildet, Principalis länger; obere Gaumenfalte, Lunella und mit dieser verbundene Sulcalis ± schwache bis fast fehlende Schwiele, unten deutlicher ausgebildet, bis Subcolumellaris ziehend; von Gaumenschwiele nur Gaumenhöcker ± schwach ausgebildet; Clausiliumplatte zungenförmig, bei schrägem Einblick in Mündung nur Rand bis halb sichtbar.

Bemerkungen: Zu den verwandtschaftlichen Beziehungen der neuen Art und Untergattung siehe 2.2.4. Es ist wahrscheinlich diese Art, die von Brandt (1962: 127) als der *Graciliaria concilians* Bielz nahestehend vom „Mte. Pelion" angeführt wurde.

3.5. *Strigileuxina discedens* (Retowski 1889)

Clausilia (*Euxina*) *reuleauxi* var. *discedens* Retowski 1889: 258.
Strigileuxina reuleauxi discedens, – Nordsieck (1975: 100, Taf. 8, Fig. 11).
Strigileuxina reuleauxi discedens, – Zilch (1976: 215, Taf. 18, Fig. 39).

Bemerkungen: Die *discedens* wurde bisher als Unterart von *S. reuleauxi* angesehen (Nordsieck 1975: 100–101) und von Neubert (1993b: 94) sogar mit der Nominat-Unterart vereinigt. In dem von Schütt gesammelten umfangreichen Clausilienmaterial von Zilkale bei Çamlıhemşin (Fırtına-Tal), das dieser mir zur Bearbeitung überließ, fanden sich beide Arten in großer Anzahl, ohne daß die Zugehörigkeit auch nur eines der Exemplare zweifelhaft gewesen wäre. Die *discedens* (Taf. 2, Fig. 3) von Zilkale unterscheidet sich von der sympatrischen *reuleauxi* (Taf. 2, Fig. 2) durch folgende Merkmale: Gehäuse kleiner, enger gerippt; Oberlamelle zum Teil mit Spiralis verbunden; Lunella im mittleren Teil ± abgeschwächt bis fehlend; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung zum Teil besser sichtbar, an Seiten ± Lücke lassend. Bei *discedens* ist der Mundsaum an der Außenseite bei manchen Exemplaren gefältelt, bei *reuleauxi* nie. Weitere sympatrische Vorkommen beider Arten aus dem Fırtına-Tal liegen aus den Aufsammlungen von Neubert vor. Die Untersuchung des gesamten zur Verfügung stehenden *Strigileuxina*-Materials hatte folgendes Ergebnis: Beide Arten zusammen fanden sich nur im Fırtına-Tal. Im Pontus von Trabzon, im Ikizdere-Tal und im Çihve-Tal bei Çamlıhemşin wurde nur *discedens*, in der Umgebung des unteren Çoruh-Tals nur *reuleauxi* gesammelt.

Bei einer Diskussion des Verhältnisses beider Arten muß noch eine weitere Art, *S. lindholmi*, berücksichtigt werden. Sie wurde von LINDHOLM (1912: 202) vom Berg „Salolet" bei Artvin beschrieben und unterscheidet sich von *reuleauxi* und *discedens* hauptsächlich durch die Ausbildung einer Basalis. Eine Form mit Basalis wurde auch von Frau LIEBEGOTT im Çoruh-Tal unterhalb von Borçka gefunden. Da zwischen den Fundorten beider Formen ein beträchtlicher Höhenunterschied besteht und das vorliegende Material für einen Vergleich nicht ausreicht, ist deren Zusammengehörigkeit nicht gesichert. Außerdem muß geklärt werden, in welchem Verhältnis die letztgenannte Form zu *reuleauxi* steht, die ebenfalls in der Nähe von Borçka vorkommt (NEUBERT 1993b: 93).

3.6. *Sumelia boniferae* (Neubert 1993)

Strigileuxina carinata boniferae Neubert 1993a: 30, Taf. 1, Fig. 3a–b.

Bemerkungen: Die als Unterart von *S. carinata* beschriebene *boniferae* unterscheidet sich gehäusemorphologisch von dieser besonders durch die Skulptur (Rippung weiter, ohne angedeutete Spiralskulptur) und die Ausbildung des Nackens (Basalkiel besonders hinten schwächer, begleitende Nackenauftreibung stärker). Auch der Genitalapparat zeigt nach den Abbildungen von NEUBERT Unterschiede zu dem von *carinata* (NEUBERT 1993a: Abb. 2, 1993b: Abb. 67–68). Der Biotop der beiden ist ebenfalls verschieden: *carinata* ist eine Baum-, *boniferae* eine Felsenschnecke (NEUBERT mündliche Mitteilung). Damit besteht zwischen ihnen ein ähnliches Verhältnis wie zwischen *Armenica griseofusca* und *euprepes* aus dem gleichen Gebiet (siehe 2.2.8.), so daß sie wie diese als Arten getrennt werden. Bei Maçka wurde von RIEDEL eine noch weiter gerippte Form von *boniferae* gesammelt, die als neue Unterart beschrieben wird.

S. boniferae latecostata **n. subsp.** (Taf. 2, Fig. 4)

Typusmaterial: Holotypus: IZPAN, H (Spitze abgebrochen!) = 11.0 mm (unbeschädigt etwa 14 mm), D = 2.8 mm, R_2 = 9, Prov. Trabzon, EF 52, 2 km NE Maçka (an Straße M.-Trabzon), an Basaltfelsen, A. RIEDEL, 7. XII. 1985. – Paratypen: IZPAN, FMNH, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Paratyp: H (Spitze abgebrochen!) = 13.7 mm; D = 2.9 mm, R_2 = 9.

Etymologie: Benannt nach der weiten Rippung des Gehäuses.

Diagnose: Unterscheidet sich von der Nominat-Unterart durch folgende Merkmale: Gehäuse schlanker; Rippung weiter; Nacken stärker gekielt (Basalkiel besonders hinten stärker); Lunella ± voll ausgebildet.

Bemerkungen: Die räumliche Nähe der Vorkommen von *carinata* und der neuen Unterart ist ein weiterer Beweis für die Artverschiedenheit von *boniferae* und *carinata*. Weiter ist von Interesse, daß *b. latecostata* mit der ebenfalls weiter gerippten Nominat-Unterart von *Armenica euprepes* sympatrisch ist, während im Verbreitungsgebiet von *b. boniferae* die enger gerippte Form von *euprepes* vorkommt.

3.7. *Kazancia galli* (H. Nordsieck 1977)

Strumosa galli H. Nordsieck 1977: 95, Taf. 5, Fig. 22.

Bemerkungen: *K. galli* wurde von mir nach nur einem Exemplar vom Marsis-Berg im Kaçkar-Gebirge beschrieben und zusammen mit der ähnlichen *Roseniella difficilis* vorläufig zu *Strumosa* gestellt. In dem von SCHÜTT zur Verfügung gestellten

Material fand sich eine aus wenigen Exemplaren bestehende Probe der Art (Taf. 2, Fig. 5), die dieser in Ayder bei Çamlıhemşin (Çihve-Tal) gesammelt hatte. Gehäuse und Genitalapparat eines weiteren Exemplars von Çat bei Çamlıhemşin (Fırtına-Tal) wurden von NEUBERT untersucht. Die *galli* ähnelt danach *Kazancia monticola* gehäuse- und genitalmorphologisch mehr als den *Roseniella* (*Chavchetia*)-Arten, so daß sie zu dieser Gattung gestellt wird. Die Gehäuse beider Arten besitzen eine gefältelte Innenlippe am äußeren Mundsaum, während die *Chavchetia*-Arten eine entsprechend ausgebildete Gaumenschwiele haben. Die Gemeinsamkeiten im Bau des Genitalapparats beider Arten betreffen die Ausbildung des Divertikels (höher am Pedunculus inserierend) und des Coecums (rückgebildet oder ganz fehlend) (NEUBERT mündliche Mitteilung). Das Gehäuse von *galli* unterscheidet sich von dem von *monticola* vor allem durch die Reduktion des Clausiliars: Oberlamelle Spiralis nicht erreichend; Principalis ± verkürzt; Lunella nur im oberen Teil ausgebildet, zum Teil in Knötchen zerlegt; Basalis fehlend; Clausiliumplatte schmal, zum Teil an Seiten Lücke lassend, unteres Ende ohne ausgeprägte Spitze.

3.8. *Armenica (A.) laevicollis* (Charpentier 1852)

Bemerkungen: Von *A. laevicollis* waren bisher fünf Unterarten bekannt, abgesehen von der Nominat-Unterart *l. paphlagonica* H. Nordsieck 1975, *l. hethitica* H. Nordsieck 1975, *l. tocatensis* Nägele 1894 und *l. fausta* L. Pfeiffer 1853 (NORDSIECK 1975: 95–97). Zwei weitere Unterarten wurden von NEUBERT (1993b: 44–45) beschrieben; sie werden zur Zeit von NEUBERT & MENKHORST benannt (NEUBERT mündliche Mitteilung). Eine davon kommt im Gegensatz zu den übrigen Unterarten in SE-Anatolien vor; die *laevicollis* ist also eine der Gruppen mit anatolischer Disjunktion (siehe 3.1.). Eine andere Gliederung von *laevicollis* wird von BANK & MENKHORST (1994) (allerdings ohne Begründung) vorgeschlagen: *l. hethitica* und *l. paphlagonica* werden in einer Unterart *l. hethitica* vereinigt, während *l. tocatensis* als selbständige Art gewertet wird. Der Vereinigung von *hethitica* und *paphlagonica* steht jedoch entgegen, daß 1) beide Unterarten gehäusemorphologisch genügend verschieden sind, 2) *hethitica* nach der Untersuchung von NEUBERT (1993b: Abb. 29) im Gegensatz zu *paphlagonica* einen einfachen Penisretraktor besitzt und 3) die Areale beider Unterarten voneinander isoliert sind. Die Wertung der *tocatensis* als selbständige Art wird ebenfalls nicht übernommen, weil sie 1) der *hethitica* gehäusemorphologisch sehr ähnlich ist, 2) mit den anderen untersuchten Unterarten genitalmorphologisch weitgehend übereinstimmt (NEUBERT 1993b: Abb. 26–29) und 3) mit *fausta* durch Übergangspopulationen (zum Beispiel bei Tokat und Turhal, NEUBERT 1993b: 45) verbunden ist. In dem Material von *laevicollis*, das mir zur Verfügung steht, fanden sich drei weitere Unterarten, die im folgenden beschrieben werden.

A. (A.) laevicollis samsunensis **n. subsp.** (Taf. 3, Fig. 1)

Typusmaterial: Holotypus: IZPAN, H = 20.5 mm, D = 4.6 mm, D/H = 0.224, Prov. Samsun, YL 16, Kayali bei Çalköy 6 km ENE Vezirköprü (Istavruz-Schlucht), an Kalkfelsen, A. RIEDEL, 26. XI. 1985. – Paratypen: IZPAN, FMNH, N 9826, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 10): H: 16.3–21.1 mm, D: 3.9–4.7 mm.

Weiteres Material: Prov. Samsun: XL 77, 13 km SE Durağan bei Vezirköprü (rechtes Kızılırmak-Ufer an der Brücke nach Kocakaya) (NEB).

Etymologie: Benannt nach der Provinz Samsun, in der die Unterart gesammelt wurde.

Diagnose: Unterscheidet sich von *l. paphlagonica* durch folgende Merkmale: Dorsalkiel gleich hoch bis niedriger als Basalkiel; Lunellar vorgerückt; Pliculae ± stärker ausgebildet. Von *l. fausta* besonders durch folgende Merkmale verschieden: Dorsalkiel niedriger; Pliculae nicht von Lunella zur Naht schwielig überbrückt.

Bemerkungen: Das Verbreitungsgebiet der neuen Unterart liegt zwischen dem von *l. paphlagonica* und *fausta*. In der Skulptur und der Ausbildung der Pliculae stimmt sie mehr mit ersterer überein, zu der sie aber wegen der Ausbildung des Dorsalkiels nicht gestellt werden kann. In der Probe von Durağan sind bemerkenswerterweise beide Unterarten vertreten; alle Exemplare lassen sich zweifelsfrei einer der beiden Unterarten zuordnen. Die Exemplare der *paphlagonica* sind kleiner, ihr Dorsalkiel ist höher als der Basalkiel, das Lunellar ± dorsal, zweite Suturalis und Principalis sind nur angedeutet oder fehlen. Die Exemplare der *samsunensis* sind dagegen größer, ihr Dorsalkiel ist gleich hoch bis niedriger als der Basalkiel, das Lunellar vordorsal, zweite Suturalis und Principalis sind deutlich ausgebildet. Da kaum anzunehmen ist, daß beide Unterarten artlich getrennt sind, sind weitere Aufsammlungen im unteren Kızılırmak-Tal erforderlich, um das Verhältnis von *paphlagonica* und *samsunensis* zu klären.

A. (A.) laevicollis costifera **n. subsp.** (Taf. 3, Fig. 2)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS Zl 9161, H = 14.9 mm, D = 3.9 mm, D/H = 0.262, Prov. Gümüşhane, EE 39, Zigana Geçidi bei Torul (S-Seite nahe Paßhöhe, etwa 1900 m über NN), an Kalkfelsen, H. Schütt, 10. IX. 1993. – Paratypen: SCH, N 10074, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 8): H: 13.5–15.1 mm, D: 3.5–3.9 mm, R_2: $\bar{x}$ = 15.3.

Weiteres Material: Prov. Gümüşhane: EE 47, Gümüşhane (Ortsausgang) (SCH).

Etymologie: Benannt nach der Skulptur der Unterart.

Diagnose: Unterscheidet sich von der Nominat-Unterart und den anderen Unterarten NE-Anatoliens hauptsächlich durch die Skulptur: Kräftig stumpf gerippt, Rippen ± weiß. Von der ebenfalls gerippten *l. tocatensis* besonders durch folgende Merkmale verschieden: Gehäuse kleiner und gedrungener; Lunellar nicht vorgerückt.

Bemerkungen: Die neue Unterart ist im oberen Doğankent-Tal wahrscheinlich weiter verbreitet. So gehören die von Menkhorst gesammelten Proben aus der Umgebung von Gümüşhane und NW Kale (Neubert 1993b: 43) ebenfalls zu *costifera* (Neubert mündliche Mitteilung).

A. (A.) laevicollis bileki **n. subsp.** (Taf. 3, Fig. 3)

Typusmaterial: Holotypus: NMW 86218, H = 13.9 mm, D = 3.8 mm, D/H = 0.273, Prov. Gümüşhane, FE 23, Aşkale 37 km Richtung Bayburt, an Kalkfelsen, K. Bilek, 8. V. 1970. – Paratypen: NMW 86219, 86363, N 9833, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 10): H: 13.0–14.1 mm, D: 3.3–3.8 mm, R_2: $\bar{x}$ = 26.8.

Etymologie: Benannt nach K. Bilek (Wien), der die Unterart entdeckt hat.

Diagnose: Unterscheidet sich von der Nominat-Unterart durch folgende Merkmale: Fein gerippt; Pliculae und Lunella ± schwächer ausgebildet. Von der benachbarten *laevicollis* n. subsp. Neubert & Menkhorst durch die Rippung verschieden.

Bemerkungen: Die *bileki* ist eine gerippte *laevicollis*-Unterart, die nach der Fundortsangabe von Bilek an der Straße zwischen Kop Geçidi und Maden gesammelt worden sein muß. Menkhorst fand demnach in ihrer unmittelbaren Nachbarschaft an mehreren Stellen (8 km, 12 km und 20 km S Maden) die geglättete Unterart

(NEUBERT 1993b: 45), die zur Zeit von NEUBERT & MENKHORST beschrieben wird (NEUBERT mündliche Mitteilung). In einer dieser Proben (8 km S Maden) kommen auch gerippte Exemplare vor; diese könnte also eine Übergangsform zu *bileki* darstellen.

3.9. *Armenica* (*A.*) *gracillima* (Retowski 1889)

Bemerkungen: *A. gracillima* wurde bisher im Çoruh-Tal von Çamlıkaya bis unterhalb Artvin, im Tortum-Tal und im Berta-Tal und dessen Nebentälern gefunden (NEUBERT 1993b: 51). Der Lectotypus der Art (SMF 144152, ZILCH 1976: Taf. 15, Fig. 12), der aus einem Genist des Çoruh bei Batumi gesammelt wurde (RETOWSKI 1889: 261), stimmt mit der Form vom unteren Çoruh-Tal überein. Von der Typusform konnte ich mehrere Proben aus dem Material, das Frau LIEBEGOTT im unteren Çoruh- und im Berta-Tal gesammelt hatte, untersuchen. In diesem Material sind auch zwei neue Unterarten von *gracillima* vertreten, die im folgenden beschrieben werden.

A. (A.) gracillima principalifera **n. subsp.** (Taf. 3, Fig. 4)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS Zl 9162, H = 18.8 mm, D = 3.9 mm, D/H = 0.207, Prov. Artvin, KL 67, Berta-Tal an der Straße nach Bağlıca nahe Abzweigung, an Kalkfelsen, A. LIEBEGOTT, 4. VII. 1993. – Paratypen: LIE, N 10064, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 4): H: 18.4–21.3 mm, D: 3.8–4.0 mm.

Weiteres Material: Prov. Artvin: KL 67, Berta-Tal Abzweigung der Straße 34 km Richtung Şavşat (NEB, N 9788); – KL 67, Berta-Tal bei Opiza Manastırı (SCH).

Etymologie: Benannt nach der langen Principalis, die diese Unterart im Gegensatz zu den anderen Unterarten besitzt.

Diagnose: Unterscheidet sich von der Nominat-Unterart durch folgende Merkmale: Spiralis nach vorn ziehend, etwa so schwach wie Parallellamelle; Principalis ± weiter nach vorn ziehend als Suturales.

Bemerkungen: Die Ausbildung einer Principalis fast vom Normaltyp ist für eine *Armenica* äußerst ungewöhnlich und spricht für Beziehungen dieser Unterart zu benachbarten *Roseniella*-Arten. Ob diese auf die Phylogenese der Art zurückzuführen oder, was wahrscheinlicher ist, durch Introgression bei Bastardierung entstanden sind, bedarf einer genaueren Prüfung. Bei der Probe vom Opiza-Kloster sind Spiralis und Principalis nur bei einem Teil der Exemplare nach vorn verlängert; diese Form leitet also zur Nominat-Unterart über.

A. (A.) gracillima spiralifera **n. subsp.** (Taf. 3, Fig. 5)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS Zl 9163, H = 19.1 mm, D = 3.5 mm, D/H = 0.183, Prov. Artvin, KL 77, Berta-Tal an der Straße nach Veliköy nahe Abzweigung, an Kalkfelsen, A. LIEBEGOTT, 3. VII. 1993. – Paratypen: LIE, N 10065, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 10): H: 18.1–21.4 mm, D: 3.2–4.0 mm.

Weiteres Material: Prov. Artvin: KL 67, Berta-Tal bei Abzweigung nach Meydançık (SCH).

Etymologie: Benannt nach der kräftigen Spiralis, die diese Unterart im Gegensatz zu den anderen Unterarten besitzt.

Diagnose: Unterscheidet sich von der Nominat-Unterart durch folgende Merkmale: Mündung mehr rundlich-eiförmig; Spiralis nach vorn ziehend, meist kräftiger als Parallellamelle, zum Teil Oberlamelle erreichend; Lunellar weniger tief liegend, Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung meist voll sichtbar.

Bemerkungen: Die Ausbildung einer Spiralis fast vom Normaltyp ist für eine *Armenica* ebenso ungewöhnlich wie die einer entsprechend ausgebildeten Principalis und kann auf die gleiche Weise erklärt werden (siehe *g. principalifera*). Die von MENKHORST gesammelte Probe von der Burg von Şavşat (NEUBERT 1993b: 50) gehört ebenfalls zu *spiralifera* (NEUBERT mündliche Mitteilung). Bei der Probe von der Abzweigung nach Meydançık ist die Spiralis schwächer ausgebildet und die Lage des Lunellars die gleiche wie bei der Nominat-Unterart; sie stellt also eine Übergangsform zu dieser dar.

3.10. *Phrygica riedeli* n. sp.

Typusmaterial: Holotypus: IZPAN, H = 21.9 mm, D = 4.8 mm, D/H = 0.219, Prov. Denizli, PB 87, Zeytinköy 5–6 km SE Denizli (Schlucht), an Marmorfelsen, A. RIEDEL, 13. XI. 1985. – Paratypen: IZPAN, FMNH, N 9722, gleiche Daten wie Holotypus; – IZPAN, FMNH, ibid., A. RIEDEL, 27. IV. 1983. – Maße: Typusprobe (n = 20): H: 18.2–26.8 mm, D: 4.1–5.4 mm, R_2: $\bar{x}$ = 20.0.

Etymologie: Benannt nach A. RIEDEL (Warszawa), der die Art entdeckt hat.

Diagnose: Im Vergleich zu anderen *Phrygica*-Arten Gehäuse verhältnismäßig groß und schlank; gerippt; Dorsalkiel ± stark ausgebildet; Unterlamelle verhältnismäßig hoch; Lunellar dorsal-dorsolateral bis dorsolateral, Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung halb bis nur Rand sichtbar; Lunella von Sulcalis ± getrennt.

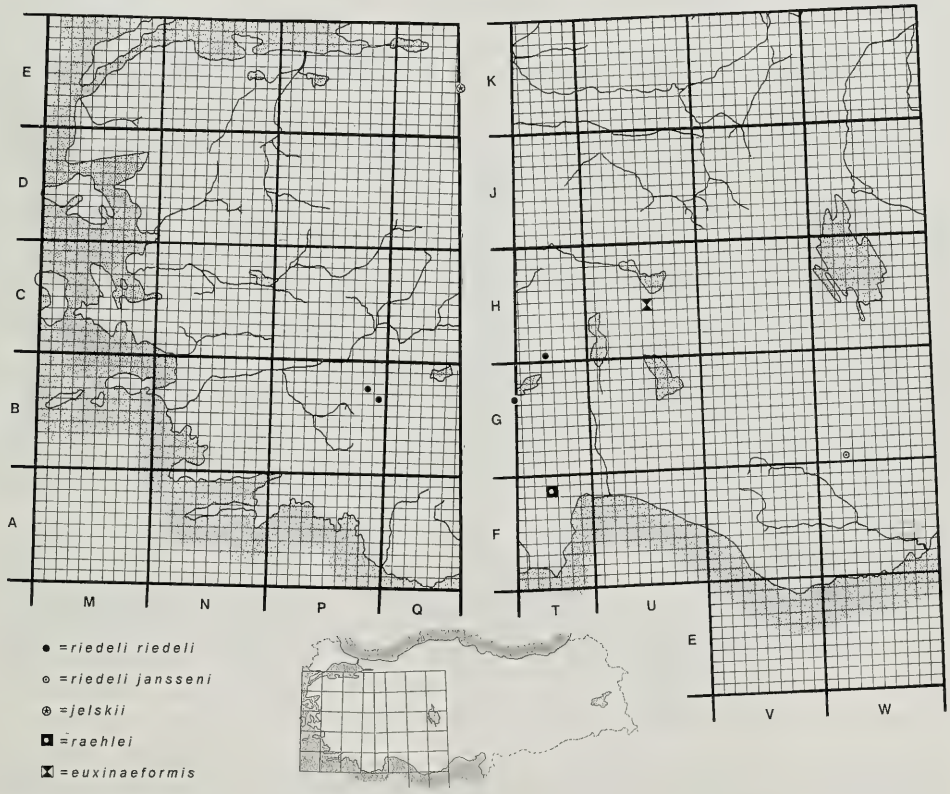


Abb. 5. Verbreitung von *Phrygica* n. gen.

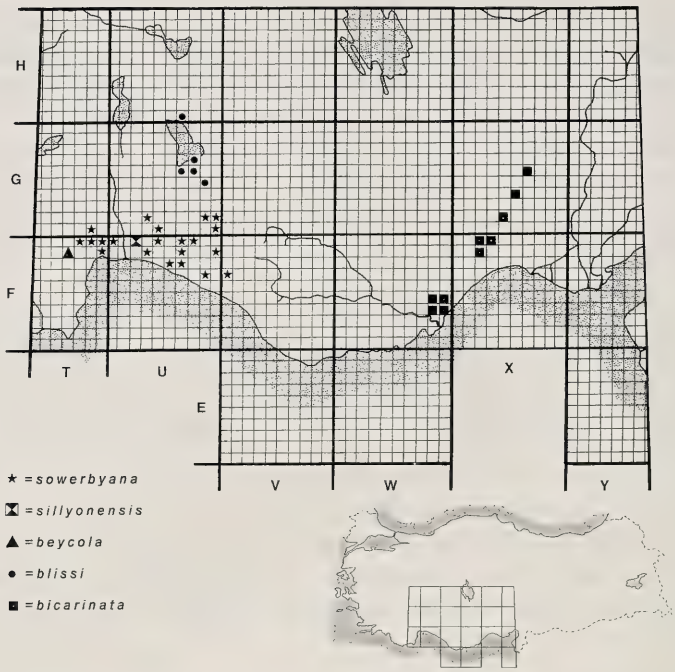


Abb. 6. Verbreitung von *Sprattia* O. Boettger 1883.

Beschreibung der Typusprobe: Gehäuse verhältnismäßig schlank, Spitze ± ausgezogen; graubraun; kräftig gerippt, Rippen ± weiß, untere dichter, mit schwachem weißen Nahtfaden, Rippung am Nacken weiter und unregelmäßiger; Basalkiel ausgebildet, Dorsalkiel etwa gleich hoch, daneben Nackeneindruck und Nahtwulst, vor Mundsaum Nackenwulst angedeutet bis ausgebildet; Mündung rhombisch, Mundsaum abgelöst und vorgezogen; Oberlamelle Spiralis nicht erreichend bis erreichend, selten überragend; Unterlamelle ± hoch bogig, auf Spindelkante erniedrigt und mit oder ohne Knötchen endend; Subcolumellaris etwa in Höhe des Lunellars endend; Lunellar dorsal-dorsolateral bis dorsolateral, Principalis bis dorsolateral oder lateral ziehend; obere Gaumenfalte kräftig, Lunella schwächer, nach unten ± deutlicher ausgebildet, Sulcalis ± ausgebildet, ± von Lunella getrennt; von Gaumenschwiele höchstens Gaumenhöcker angedeutet; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung meist nur Rand, zum Teil halb oder nicht sichtbar. Bei zwei untersuchten Exemplaren Spiralis innen bis lateral, Unterlamelle und Subcolumellaris bis dorsolateral ziehend.

Bemerkungen: *P. riedeli* n. sp., von der mehrere Proben aus einem größeren Gebiet (Abb. 5) vorliegen, wird in zwei Unterarten, die Nominat-Unterart und *r. jansseni* n. subsp., gegliedert. Die Form von Keçiborlu, die einer dritten Unterart angehören dürfte, wird vorläufig der Nominat-Unterart zugeordnet, weil das zugehörige Material für eine Beschreibung nicht ausreicht.

P. riedeli riedeli **n. subsp.** (Taf. 4, Fig. 1)

Weiteres Material: Prov. Denizli: PB 96, Kazikbeli Geçidi 20 km SE Denizli (etwa 1200 m über NN) (MEN); – Prov. Burdur: TG 36, S-Ufer des Yarışlı Gölü 30 km SW Burdur (SCH); – Prov. Isparta: TH 60, Keçiborlu bei Isparta (SCH).

Bemerkungen: Die Proben vom Kazikbelı-Paß und vom Yarışlı Gölü sind weiter gerippt als die Typusform. Die Form von Keçiborlu unterscheidet sich dagegen von der Nominat-Unterart durch folgende Merkmale: Gehäuse schlanker; enger gerippt; Lunellar weniger tief liegend; Lunella stärker ausgebildet, über Subclaustralis mit Sulcalis verbunden.

P. riedeli jansseni **n. subsp.** (Taf. 4, Fig. 2)

Typusmaterial: Holotypus: NNM 56849, H = 19.6 mm, D = 4.4 mm, D/H = 0.224, Prov. Konya, WG 20, zwischen Akpınar und Pınarlar Yarlesı 15 km SE Karaman, A. W. Janssen, 18. V. 1990. – Paratypen: NNM, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 17): H: 16.9–20.2 mm, D: 3.9–4.4 mm.

Etymologie: Benannt nach A. W. Janssen (Leiden), der die Unterart entdeckt hat.

Diagnose: Unterscheidet sich von der Nominat-Unterart durch folgende Merkmale: Obere Windungen schwächer und dichter gerippt, untere noch schwächer, Rippen weniger weiß, Nahtfaden stärker ausgebildet; Dorsalkiel niedriger, Nackenwulst deutlich ausgebildet; Unterlamelle zum Teil niedriger.

Bemerkungen: Das Vorkommen von *r. jansseni* n. subsp. (Abb. 5) ist durch einen großen Zwischenraum, in dem *Sprattia blissi* verbreitet ist (Abb. 6), vom Verbreitungsgebiet der Nominat-Unterart getrennt. Die in der Diagnose genannten Unterschiede und die Verbreitung würden auch eine Wertung als selbständige Art zulassen.

3.11. *Phrygica jelskii* **n. sp.** (Taf. 4, Fig. 3)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS ZI 9164, H = 19.8 mm, D = 3.9 mm, D/H = 0.197, Prov. Bilecik, „Biledjik, à l'E. d. Broussa", M. Jelski (ergänzt durch „im Sakarya-Tal", R. Brandt). – Paratypen: HAU, QE 54, Bilecik (Schlucht unterhalb, bei Moschee Şeyh Edebâli), B. Hausdorf, 23. IX. 1987; – NEB, N 10041, ibid., E. Neubert, 26. IV. 1993. – Maße: HAU (n = 20): H: 15.6–19.0 mm, D: 3.6–4.3 mm.

Etymologie: Benannt nach K. M. Jelski, der die Art entdeckt hat.

Diagnose: Unterscheidet sich von *P. riedeli* durch folgende Merkmale: Gehäuse schlanker, Spitze stärker ausgezogen; obere Windungen unregelmäßig schwach gerippt, untere (abgesehen von Endwindung) geglättet; Unterlamelle höher; Lunella kräftig ausgebildet, mit Sulcalis verbunden.

Beschreibung der Paratypen: Gehäuse schlank, Spitze ausgezogen; gelb- bis rotbraun; obere Windungen gleichmäßig, dann zunehmend unregelmäßig schwach gerippt, stärkere Rippen besonders zur Naht hin weiß, untere Windungen meist schwach rippenstreifig, mit deutlichem weißen Nahtfaden, am Nacken Rippung kräftig, Rippen weiß; Dorsalkiel etwa gleich hoch wie Basalkiel, Nackenwulst unterschiedlich deutlich ausgebildet; Mündung eiförmig, Mundsaum abgelöst und ± vorgezogen; Oberlamelle Spiralis meist nicht erreichend bis erreichend, selten überragend; Unterlamelle ± hoch bogig, auf Spindelkante endend; Subcolumellaris etwa in Höhe des Lunellars endend; Lunellar meist dorsal-dorsolateral, selten dorsolateral, Principalis bis dorsolateral ziehend; obere Gaumenfalte kräftig, mit deutlich ausgebildeter Lunella verbunden, diese über Subclaustralis mit Sulcalis verbunden, selten kurze Basalis ausgebildet; von Gaumenschwiele nur Gaumenhöcker angedeutet bis schwach ausgebildet; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung halb bis nur Rand sichtbar.

Bemerkungen: *P. jelskii* n. sp. ist die einzige *Phrygica*-Art, die nicht in SW-Anatolien gesammelt wurde (Abb. 5). Die gehäusemorphologischen Unterschiede

und die große Entfernung zwischen ihrem Vorkommen und denen der *riedeli* sprechen dafür, sie gegenüber dieser als selbständige Art anzusehen.

3.12. *Phrygica euxinaeformis* n. sp. (Taf. 4, Fig. 4)

Typusmaterial: Holotypus: NMW 86601, H = 14.7 mm, D = 3.6 mm, D/H = 0.245, Prov. Konya, UH 54, Sultandağ bei Akşehir (Höhleneingang, etwa 1500 m über NN), an Kalkfelsen, F. Ressl, 25. IV. 1960. – Paratypen: NMW 86602, gleiche Daten wie Holotypus; – NMW 86603, NE-Hang des Sultandağ bei Akşehir, F. Ressl, 22. IV. 1960. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 6): H: 14.2–14.8 mm, D: 3.5–3.7 mm, R_2: $\bar{x}$ = 22.8.

Etymologie: Benannt nach der habituellen Ähnlichkeit der Art mit *Euxina*-Arten.

Diagnose: Unterscheidet sich von *P. riedeli* durch folgende Merkmale: Gehäuse kleiner, weniger schlank; schwächer gerippt und gestrichelt; Dorsalkiel niedriger; Lunella schwächer ausgebildet.

Beschreibung der Typusprobe: Gehäuse mäßig schlank, Spitze ± ausgezogen; gelb- bis rotbraun; stumpf gerippt, untere Windungen dichter und gestrichelt, mit angedeuteter Spiralskulptur, Rippung am Nacken weiter; Basalkiel kräfig, Dorsalkiel niedriger und kürzer, daneben Nackeneindruck und Nahtwulst, vor Mundsaum Nackenwulst ± ausgebildet; Mündung eiförmig, Mundsaum abgelöst und ± vorgezogen; Oberlamelle Spiralis nicht erreichend; Unterlamelle ± hoch bogig, auf Spindelkante erniedrigt und mit Knötchen endend; Subcolumellaris etwa in Höhe des Lunellars endend; Lunellar dorsal-dorsolateral bis dorsolateral, Principalis bis fast lateral oder lateral ziehend; obere Gaumenfalte ausgebildet, Lunella gestreckt, schwach ausgebildet (besonders unten) bis fast fehlend, Sulcalis ausgebildet, ± mit Lunella (soweit vorhanden) verbunden; Gaumenschwiele (besonders oben) schwach ausgebildet bis fast fehlend; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung ± halb, zum Teil nur Rand sichtbar.

Bemerkungen: Das Vorkommen von *P. euxinaeformis* n. sp. schließt sich räumlich an das Verbreitungsgebiet von *riedeli* an (Abb. 5); sie unterscheidet sich aber gehäusemorphologisch genügend von dieser, um als Art gewertet zu werden.

3.13. *Phrygica raehlei* n. sp. (Taf. 4, Fig. 5)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS ZI 9165, H = 11.2 mm, D = 2.8 mm, D/H = 0.250, Prov. Antalya, TF 68, nahe Saklıkent bei Antalya (etwa 1900 m über NN), in Karstspalte am Fuß von Kalkfelsen, W. Rähle, 30. IX. 1986. – Paratypen: RÄH, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 4): H: 11.2–11.4 mm, D: 2.7–2.9 mm, R_2: $\bar{x}$ = 19.4.

Etymologie: Benannt nach W. Rähle (Tübingen), der die Art entdeckt hat.

Diagnose: Im Vergleich zu anderen *Phrygica*-Arten Gehäuse klein und mehr kegelförmig, mit plumper Spitze; kräftig gerippt; Dorsalkiel stark ausgebildet; Unterlamelle verhältnismäßig hoch liegend und niedrig; Lunellar dorsal, Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung voll sichtbar; Lunella deutlich ausgebildet, mit Sulcalis verbunden.

Beschreibung der Typusprobe: Gehäuse mäßig schlank, Spitze verhältnismäßig plump, etwas ausgezogen; gelblich; kräftig gerippt, Rippen weiß, Rippung am Nacken weiter und unregelmäßiger; Dorsalkiel etwa gleich hoch wie Basalkiel, daneben Nackeneindruck und Nahtwulst, Nackenwulst angedeutet bis fehlend; Mündung eiförmig, Mundsaum abgelöst, wenig vorgezogen; Oberlamelle Spiralis nicht erreichend; Unterlamelle verhältnismäßig hoch liegend, niedrig bogig, auf Spindelkante endend; Subcolumellaris ebenfalls verhältnismäßig hoch liegend, etwa

in Höhe des Lunellars endend; Lunellar fast dorsal bis dorsal, Principalis bis dorsaldorsolateral oder dorsolateral ziehend; obere Gaumenfalte kräfig, Lunella deutlich ausgebildet, über Subclaustralis mit langer Sulcalis verbunden; von Gaumenschwiele nur Gaumenhöcker schwach ausgebildet; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung voll sichtbar, unten mit angedeuteter Außenecke.

Bemerkungen: *P. raehlei* n. sp. unterscheidet sich im Gehäusebau mehr von den anderen Arten der Gattung als diese untereinander; es ist auch die am weitesten im S vorkommende Art (Abb. 5). Die Tatsache, daß sie mit *Sprattia beycola* n. sp. sympatrisch vorkommt, spricht dafür, daß sie eine etwas andere ökologische Nische einnimmt als die übrigen *Phrygica*-Arten. Dies dürfte auch der Grund dafür sein, daß zwischen *Phrygica* und *Sprattia* keine vollständige geographische Vikarianz besteht (siehe 2.2.9.).

3.14. *Sprattia sowerbyana* (L. Pfeiffer 1850)

Bemerkungen: Das umfangreiche Material von *S. sowerbyana*, das ich im gesamten bekannten Verbreitungsgebiet der Art (Abb. 6) gesammelt habe, wird in zwei Formen gegliedert, die sich in wenigen Merkmalen unterscheiden, die weiter verbreitete Form mit ± durchgehend weißer Rippung und vorgerücktem Lunellar und die Form aus dem NE des Verbreitungsgebiets mit Strichelung und nicht vorgerücktem Lunellar. Da die letztere wenig bekannt ist, wird sie abgebildet (Taf. 5, Fig. 1). Zur ersteren gehört auch der Holotypus, der aus der Umgebung von Antalya stammen dürfte [British Museum (Natural History) 1994034, „Pamphylia", Spratt, Maße (dekolliert!): H = 16.0 mm, D = 5.0 mm, R_2 = 12]. Die von O. Boettger (1896: 127) beschriebene *sowerbyana* var. *imperialis* vom „Jenitsche-Pass" = Yeniçe Geçidi bei Antalya (Holotypus SMF 144104, Zilch 1976: Taf. 15, Fig. 10) ist besonders groß und hat eine verhältnismäßig lange Basalis, stimmt aber sonst mit der Typusform überein. Die ebenfalls von O. Boettger (1899: 168) beschriebene *blissi*, deren Verbreitungsgebiet sich im Binnenland an das der *sowerbyana* anschließt (Abb. 6), ist mit dieser nahe verwandt (Lectotypus SMF 144145, Zilch 1976: Taf. 15, Fig. 9). Sie unterscheidet sich von der genannten gestrichelten Form hauptsächlich durch die fehlende Dekollierung, die schwächere Rippung und schwächer ausgebildete Pliculae. Eine näher mit *sowerbyana* verwandte neue Art wurde von Neubert und mir auf dem Berg von Sillyon gesammelt. Eine weitere neue Art, die mehr der *blissi* ähnelt, fand Rähle im Bey-Gebirge bei Saklıkent. Beide Arten werden im folgenden beschrieben.

3.15. *Sprattia sillyonensis* n. sp. (Taf. 5, Fig. 2)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS ZI 9166, H = 22.6 mm, D 5.6 mm, D/H = 0.248, Prov. Antalya, UF 29, Sillyon bei Abdurrahmanlar, an Kalkfelsen und Mauern, H. Nordsieck, 25. IV. 1992. – Paratypen: N 9888, gleiche Daten wie Holotypus; – NEB, ibid., E. Neubert, 28. IV. 1991. – Maße: Typusprobe (n = 20): H: 18.5–24.1 mm, D: 5.1–6.0 mm.

Etymologie: Benannt nach dem antiken Sillyon, dem Locus typicus der Art.

Diagnose: Unterscheidet sich von *S. sowerbyana* durch folgende Merkmale: Gehäuse meist nicht dekolliert; obere Windungen schwach gerippt, untere (abgesehen von Endwindung) geglättet; Dorsalkiel hinten ± höher; Unterlamelle abgeflacht.

Beschreibung der Typusprobe: Gehäuse mäßig schlank, Spitze ausgezogen, nur ausnahmsweise dekolliert; heller oder dunkler rotbraun; obere Windungen schwach weit gerippt, untere nur rippenstreifig, mit angedeuteter Spiralskulptur, mit ± deutlich ausgebildetem weißen Nahtfaden, Nacken wieder schwach gerippt, vor Mundsaum schwächer und dichter; Basalkiel kräftig, Dorsalkiel höher als Basalkiel, hinten von diesem divergierend, daneben Nackeneindruck und Nahtwulst; Mündung rhombisch-eiförmig, Mundsaum abgelöst und ± vorgezogen; Oberlamelle kräftig, hinten (vor Clausiliumplatte) Parallellamelle und meist Spiralis sichtbar; Unterlamelle mäßig hoch, ± abgeflacht, auf Spindelkante erniedrigt endend; Subcolumellaris etwa in Höhe des Lunellars endend; Lunellar vordorsal-dorsal; Suturales und Principalis ausgebildet, letztere nach hinten ± länger und divergierend; obere Gaumenfalte oberes Ende der Lunella bildend, zum Teil zu vorderer oberer Gaumenfalte verlängert, Basalis meist Sporn der Lunella bis fehlend, Sulcalis ± ausgebildet, über Subclaustralis mit Lunella ± verbunden; von Gaumenschwiele nur Gaumenhöcker schwach ausgebildet bis fast fehlend; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung voll, zum Teil nur fast voll sichtbar.

Bemerkungen: Das Vorkommen der *S. sillyonensis* n. sp. (Abb. 6) dürfte auf den inselartig vom anschließenden Gebirge getrennten Berg von Sillyon beschränkt sein. Dieser liegt im Verbreitungsgebiet der nahe verwandten *sowerbyana*, so daß angenommen werden kann, daß *sillyonensis* aus einem Isolat dieser Art entstanden ist. Von besonderem Interesse ist der Unterschied beider Arten in der Dekollierung. Während *sowerbyana* fast immer dekolliert ist, ist bei *sillyonensis* die Neigung zur Dekollierung geringer, indem nur ein Teil der Exemplare den Eingeweidesack aus dem Spitzenteil abzieht und diesen mit einer Scheidewand vom Restgehäuse trennt, aber offenbar nicht oder nur selten abwirft.

3.16. *Sprattia beycola* n. sp. (Taf. 5, Fig. 3)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS ZI 9167, H = 20.2 mm, D = 4.7 mm, D/H = 0.233, Prov. Antalya, TF 68, nahe Saklıkent bei Antalya (etwa 1900 m über NN), an Kalkfelsen, W. Rähle, 30. IX. 1986. – Paratypen: RÄH, N 9820, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 17): H: 18.0–21.6 mm, D: 4.5–5.0 mm, R_2: $\bar{x}$ = 22.9.

Etymologie: Benannt nach dem Bey-Gebirge, in dem die Art gefunden wurde.

Diagnose: Im Vergleich zu anderen *Sprattia*-Arten Gehäuse mit verhältnismäßig wenig ausgezogener Spitze; dicht gerippt, mit ± ausgedehnter weißer Oberflächenschicht; Lunellar verhältnismäßig tief liegend; Pliculae schwach ausgebildet.

Beschreibung der Typusprobe: Gehäuse verhältnismäßig schlank, Spitze unterschiedlich stark ausgezogen; graubraun; obere Windungen dicht gerippt, Rippen weiß, aber zonenweise schwächer, untere ± dichter und schwächer gerippt, mit ± ausgedehnter weißer Oberflächenschicht und deutlich ausgebildetem weißen Nahtfaden, Rippung am Nacken weiter, vor Mundsaum schwächer werdend; Basalkiel kräftig, Dorsalkiel gleich hoch bis höher als Basalkiel, hinten von diesem divergierend, daneben schwacher Nackeneindruck und Nahtwulst, Nackenwulst nur angedeutet; Mündung rhombisch-eiförmig, Mundsaum abgelöst und etwas vorgezogen; Oberlamelle kräftig, hinten (vor Clausiliumplatte) nur Parallellamelle ± sichtbar; Unterlamelle ± hoch bogig, vorn niedriger und mit Verdickung auf Spindelkante endend; Subcolumellaris etwa in Höhe des Lunellars endend; Lunellar fast dorsal bis dorsal-dorsolateral; Pliculae schwach ausgebildet, obere Suturalis deutlicher als untere, Principalis kaum länger; Lunella ausgebildet, vordere obere Gau-

menfalte fehlend, Basalis Ecke der Lunella bis fehlend, Sulcalis ± ausgebildet, über Subclaustralis mit Lunella verbunden; Gaumenschwiele (besonders oben) ± angedeutet; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung halb sichtbar.

Bemerkungen: *S. beycola* n. sp. ähnelt zwar durch die Ausbildung der weißen Oberflächenschicht der *bicarinata*, stimmt aber in der des Nackens und der Pliculae mehr mit *blissi* überein, deren Verbreitungsgebiet ihrem Vorkommen auch näher liegt (Abb. 6). Sie unterscheidet sich von dieser jedoch durch die Gehäuseform, die Skulptur und die Ausbildung der weißen Oberflächenschicht und die Lage und Ausbildung des Lunellars genügend, um als selbständige Art gewertet zu werden.

3.17. *Euxina* (*Illunellaria*) *mazanderanica* **n. sp.** (Abb. 7)

Triloba (*Illunellaria*) *lessonae*, – Forcart (1935: 431, Abb. 6) [non Issel 1866].
Euxina (*Euxina*) *persica persica*, – Likharev (1962: 170, Abb. 96) [non O. Boettger 1879].

Typusmaterial: Holotypus: Muséum National d'Histoire naturelle Paris, H = 19.9 mm, D = 5.5 mm, D/H = 0.276, Iran, Prov. Māzandarān, „Laté-Khonion" (840 m über NN), J. de Morgan. – Paratypen: Muséum National d'Histoire naturelle Paris Coll. de Morgan 1057, N 8637, 9847, gleiche Daten wie Holotypus. – Maße: Typusprobe (mit Holotypus n = 16): H: 18.0–20.8 mm, D: 5.2–5.9 mm, R_2: $\bar{x}$ = 24.7.

Etymologie: Nach einem Etikettnamen von de Morgan, abgeleitet von der Provinz Māzandarān.

Diagnose: Im Vergleich zu anderen *Euxina*-Arten Gehäuse groß, Spitze verhältnismäßig plump; eng gerippt und gestrichelt; Unterlamelle bogig; Lunellar dorsal bis mehr dorsolateral; Lunella deutlich ausgebildet; Clausiliumplatte ganzrandig bis außen und unten gebuchtet.

Abb. 7. *Euxina* (*Illunellaria*) *mazanderanica* n. sp.; „Laté-Khonion" (840 m über NN), J. de Morgan (Holotypus Muséum National d'Histoire naturelle Paris). – Maßstab: Gehäuse 3:1, Nacken 5:1. – Photo: S. Hof (SMF).

Bemerkungen: Das Gehäuse von *E. mazanderanica* n. sp. ist dem der türkischen *persica*[1]) sehr ähnlich, was die Fehlbestimmung durch LIKHAREV erklärt. Es unterscheidet sich von diesem aber zum Beispiel in der Ausbildung der Unterlamelle, die bogig statt wie bei *persica* abgeflacht ist. Der wesentliche Unterschied beider Arten liegt jedoch in der Ausbildung des Genitalapparats. Die Untersuchung des bereits genannten Dauerpräparats von FORCART (siehe 2.2.10.) ergab, daß der Epiphallus von *mazanderanica* wenig länger als der Penis ist und der Hauptarm des Penisretraktors mit zwei Armen überwiegend am proximalen Epiphallus-Abschnitt inseriert. Die männlichen Endwege von *persica* (URBANSKI 1960: Abb. 12, HUDEC & VAŠATKO 1973: Abb. 8, NEUBERT 1993b: Abb. 47) stimmen dagegen mehr mit denen der anderen Arten der Nominat-Untergattung überein.

Das bekannte Verbreitungsgebiet von *mazanderanica* reicht vom Talyš-Gebirge in SE-Aserbaidschan (LIKHAREV 1962: 171) über das Elburs-Gebirge von Gīlān und Māzandarān im N-Iran bis in die Umgebung von Sārī (NORDSIECK unveröffentlicht). Von der im gleichen Gebiet verbreiteten und an vielen Stellen mit ihr sympatrisch vorkommenden *lessonae* ist die Art hauptsächlich durch die Größe verschieden.

3.18. *Galeata* (*G.*) *galeata* (Rossmässler 1839)

Bemerkungen: Die von ROSSMÄSSLER (1839: 17, Taf. 48, Fig. 621) beschriebene *G. galeata* stammt ebenso wie die gleichzeitig beschriebene *Sprattia bicarinata* nicht, wie von PARREYSS angegeben, aus „Syrien" oder gar von „Balbek", sondern mit großer Wahrscheinlichkeit von der Kilikischen Pforte = Gülek boğazı, durch die seinerzeit der Hauptreiseweg von oder nach Syrien führte. Der Holotypus (SMF 145420, ZILCH 1976: Taf. 20, Fig. 56) gehört demgemäß zur gleichen Form wie das Material der Sammlung NÄGELE (SMF), als dessen Fundort „Gülek" angegeben wird. Aus diesem Material wird ein Exemplar zum Vergleich mit den anderen Arten der Nominat-Untergattung abgebildet (Taf. 6, Fig. 1). Die *galeata* ist gegenüber diesen Arten durch folgende Merkmale gekennzeichnet: Gehäuse verhältnismäßig klein, mit dünner Spitze; gelbbraun; kräftig gerippt, Rippen ± weiß; Basalkiel vorspringend; Lunellar dorsolateral bis fast lateral; vordere obere Gaumenfalte lang (bei senkrechtem Einblick in Mündung sichtbar), Lunella fehlend (zum Teil unterer Teil angedeutet), Sulcalis ± ausgebildet. Eine nahe verwandte Art wurde von MENKHORST und mir auf dem Berg von Tumlu gesammelt; sie wird im folgenden als *G. tumluensis* n. sp. beschrieben (Taf. 6, Fig. 2). Eine weitere Art, die von SCHÜTT (1993: 248) als *Cristataria strangulata antiochica* beschrieben und bereits von NEUBERT (1993b: 89) zu *Galeata* gestellt wurde, kommt bei Iskenderun vor. Diese Art, von der ich Paratypen (SCH) untersuchen und weiteres Material am Locus typicus sammeln konnte, wird ebenfalls abgebildet (Taf. 6, Fig. 3). Die *antiochica* unterscheidet sich von *galeata* durch folgende Merkmale: Gehäuse schlanker; rotbraun; weiter gerippt; Unterlamelle ± höher; Sulcalis deutlich ausgebildet, ± nach vorn verlängert.

---

[1]) Bei *Clausilia persica* O. Boettger 1879 handelt es sich trotz dieses Namens um die Art, die in SE-Bulgarien und der NW-Türkei verbreitet ist. Der von BOETTGER (1879: 117) angegebene Fundort „Astrabad in Persien", auf den sich der Name bezieht, ist falsch, wie abgesehen von der Beschreibung die Angabe beweist, daß die Art zusammen mit *Armenica laevicollis* gesammelt wurde.

3.19. *Galeata* (*G.*) *tumluensis* **n. sp.** (Taf. 6, Fig. 2)

Typusmaterial: Holotypus: SMNS ZI 9427, H = 18.0 mm, D = 4.1 mm, D/H = 0.228, Prov. Adana, YG 41, Tumlu Kalesi bei Sağkaya, an Kalkfelsen, H. NORDSIECK, 1. I. 1994. – Paratypen: N 10107, gleiche Daten wie Holotypus; – MEN, ibid., H. MENKHORST, 24. XII. 1990. – Maße : Typusprobe (n = 20): H: 16.0–19.6 mm, D: 3.7–4.3 mm, R_2: $\bar{x}$ = 13.5.

Etymologie: Benannt nach Tumlu, dem Locus typicus der Art.

Diagnose: Unterscheidet sich von *G. galeata* durch folgende Merkmale: Gehäuse größer, Spitze weniger dünn; Rippen weniger kräftig und weiß; obere Gaumenfalte kürzer (bei senkrechtem Einblick in Mündung zum Teil nicht sichtbar), Lunella ± ausgebildet, Sulcalis ± deutlich ausgebildet.

Beschreibung der Typusprobe: Gehäuse verhältnismäßig schlank, mit dünner Spitze; heller oder dunkler gelbbraun; gerippt, Rippen ± weiß, untere Windungen mit unterschiedlich deutlichem weißen Nahtfaden, Rippung am Nacken unregelmäßiger, zum Mundsaum hin schwächer; Basalkiel vorspringend, daneben Nacken abgeflacht, Nahtwulst schwach; Mündung dreieckig-eiförmig, Mundsaum abgelöst und vorgezogen; Oberlamelle Spiralis nicht erreichend, zum Teil erreichend; Unterlamelle hoch liegend, ± niedrig, über Spindelkante zum Mundsaum ziehend, diesen aber nicht erreichend; Subcolumellaris etwas weiter als bis in Höhe des Lunellars ziehend, bei senkrechtem Einblick in Mündung nicht sichtbar; Lunellar dorsolateral bis fast lateral, zum Teil lateral, Principalis bis lateral oder lateral-ventrolateral, zum Teil bis ventrolateral ziehend; vordere obere Gaumenfalte von Principalis divergierend, mäßig lang, bei senkrechtem Einblick in Mündung nicht oder nur soeben sichtbar; Lunella ± ausgebildet, gebogen, mit Sulcalis verbunden, zum Teil von oberer Gaumenfalte getrennt, Sulcalis ± deutlich ausgebildet; Clausiliumplatte bei schrägem Einblick in Mündung halb, zum Teil nur Rand oder fast voll sichtbar.

Bemerkungen: *G. tumluensis* wurde von NEUBERT (1993b: 89) und BANK & MENKHORST (1994) zu *galeata* gestellt. Sie unterscheidet sich von dieser jedoch besonders durch die Ausbildung des Lunellars genügend, um als Art gewertet zu werden. Den Besitz einer Lunella hat sie mit *cilicica* gemeinsam, die unter anderem wegen dieses Merkmals als Untergattung *Plistoptychia* abgetrennt wurde (siehe 2.2.13.). Ihr Vorkommen ist durch einen großen Zwischenraum, in dem keine *Galeata*-Arten vorkommen, von dem von *galeata* getrennt und liegt näher bei denen von *cilicica* und *antiochica*. Dies läßt ebenfalls den Schluß zu, daß die beiden Arten bereits seit langem voneinander isoliert sind.

4. Literatur

BANK, R. A. & H. P. M. G. MENKHORST (1994): Katalog der rezenten Clausiliidae (exkl. Gattung *Albinaria*) der Türkei (Gastropoda, Pulmonata). – Deinsea, **1**: 71–108, 4 Taf.

BRANDT, R. A. (1962): Über neue und wenig bekannte Clausiliiden. – Arch. Molluskenk., **91** (4/6): 127–150, 2 Taf.; Frankfurt a. M.

BOETTGER, O. (1879): Neue recente Clausilien. III. – Jb. dt. malak. Ges., **6** (2): 101–126, 2 Taf.; Frankfurt a. M.

– (1896): Diagnosen neuer Clausilien. – NachrBl. dt. malak. Ges., **28** (9/10): 124–127; Frankfurt a. M.

– (1899): Eine neue Clausilie (*Clausilia blissi*) aus Kleinasien. – NachrBl. dt. malak. Ges., **31** (11/12): 167–169; Frankfurt a. M.

FORCART, L. (1935): Die Mollusken der nordpersischen Provinz Masenderan und ihre tiergeographische Bedeutung. – Arch. Naturg. (NF), **4**: 404–447; Leipzig.

HUDEC, V. & J. VAŠATKO (1973): Zur Kenntnis der Molluskenfauna Bulgariens. – Acta sci. nat. Brno, (N.S.), **7** (9): 1–33, 8 Taf.; Brno.

LIKHAREV, I. M. (1962): Klauziliidy (Clausiliidae). – *In*: Fauna SSSR, Molljuski, **3** (4): 317 S.; Moskau & Leningrad.

LINDHOLM, W. A. (1912): Eine neue kaukasische Clausilie. – NachrBl. dt. malak. Ges., **44** (4): 202–203; Frankfurt a. M.

NEUBERT, E. (1992): Descriptions of new taxa of the Clausiliidae from Turkey (Mollusca: Stylommatophora). – Zool. Middle East, **7**: 65–86, 2 pl.; Heidelberg.

– (1993a): Zur Kenntnis der Mentissoideinae des ostpontischen Gebirges (Gastropoda: Clausiliidae). – Arch. Molluskenk., **122** (= ZILCH-Festschr.): 25–47, 1 Taf.; Frankfurt a. M.

– (1993b): Systematik der Unterfamilie Clausiliinae (Mollusca, Gastropoda, Clausiliidae) unter besonderer Berücksichtigung der Mentissoideinae sensu Nordsieck, 1979. – Diss. Techn. Hochsch. Darmstadt: 135 S., 12 Taf.; Darmstadt.

NORDSIECK, H. (1963): Zur Anatomie und Systematik der Clausilien, I. – Arch. Molluskenk., **92** (3/4): 81–115; Frankfurt a. M.

– (1969): Zur Anatomie und Systematik der Clausilien, VI. Genitalsystem und Systematik der Clausiliidae, besonders der Unterfamilie Alopiinae. – Arch. Molluskenk., **99** (5/6): 247–265; Frankfurt a. M.

– (1973): Zur Anatomie und Systematik der Clausilien, XII. Phaedusinae, I: Phaedusen aus Nepal und ihre systematische Stellung innerhalb der Unterfamilie. – Arch. Molluskenk., **103** (1/3): 63–85, 1 Taf.; Frankfurt a. M.

– (1975): Zur Anatomie und Systematik der Clausilien, XVI. Zur Kenntnis der Mentissoideinae und kaukasischen Baleinae. – Arch. Molluskenk., **106** (1/3): 81–107, 2 Taf.; Frankfurt a. M.

– (1977): Zur Anatomie und Systematik der Clausilien, XVIII. Neue Taxa rezenter Clausilien. – Arch. Molluskenk., **108** (1/3): 73–107, 3 Taf.; Frankfurt a. M.

– (1978a): Zur Anatomie und Systematik der Clausilien, XIX. Das System der Clausilien, I: Taxonomische Merkmale und Gliederung in Unterfamilien. – Arch. Molluskenk., **109** (1/3): 67–89; Frankfurt a. M.

– (1978b): Zur Anatomie und Systematik der Clausilien, XX. Die rezenten Arten der Serrulininae und der Gattung *Caspiophaedusa*. – Arch. Molluskenk., **109** (1/3): 91–101; Frankfurt a. M.

– (1979): Zur Anatomie und Systematik der Clausilien, XXI. Das System der Clausilien, II: Die rezenten europäischen Clausilien. – Arch. Molluskenk., **109** (4/6): 249–275; Frankfurt a. M.

– (1993): Türkische Clausiliidae, I: Neue Arttaxa des Genus *Albinaria* Vest in Süd-Anatolien (Gastropoda: Stylommatophora). – Stuttgarter Beitr. Naturk. (Ser. A), Nr. 499: 31 S.; Stuttgart.

RETOWSKI, O. (1889): Liste der von mir auf meiner Reise von Konstantinopel nach Batum gesammelten Binnenmollusken. – Ber. senckenb. naturforsch. Ges., **1888/1889**: 225–265; Frankfurt a. M.

ROSSMÄSSLER, E. A. (1839): Iconographie der Land- und Süsswasser-Mollusken, mit vorzüglicher Berücksichtigung der europäischen noch nicht abgebildeten Arten. – (1) **2** (3/4): IV + 46 S., Taf. 41–50; Dresden & Leipzig.

SCHÜTT, H. (1993): Türkische Landschnecken. Vorläufige Zusammenstellung der aus Anatolien bekannt gewordenen gehäusetragenden Landschnecken. – 432 + 1 S. (Appendix); Wiesbaden.

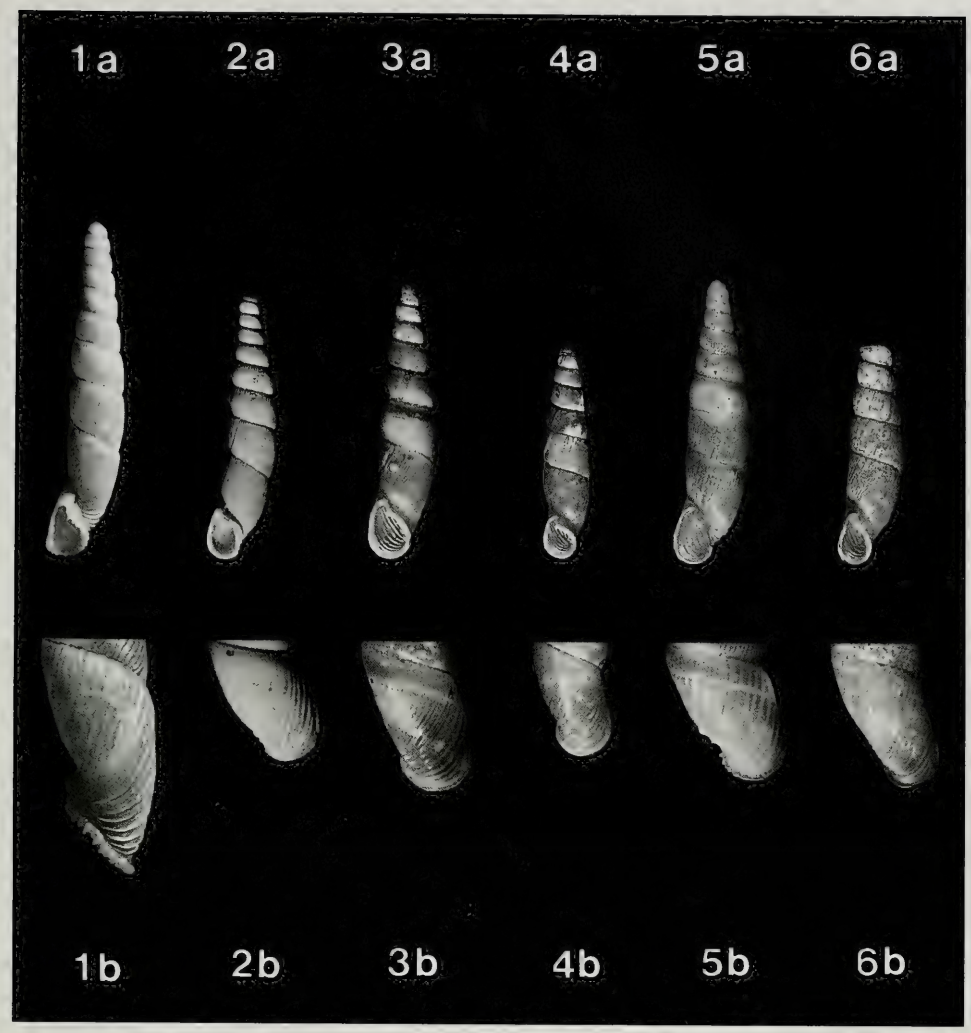
URBANSKI, J. (1960): Bemerkenswerte Clausiliiden (Moll., Pulm.) aus Bulgarien (Systematische, zoogeographische und ökologische Studien über die Mollusken der Balkan-Halbinsel. VI.) – Bull. Soc. Amis Sci. Letr. Poznań, (D) **1**: 113–147, 2 Taf.; Poznań.

ZILCH, A. (1954): Die Typen und Typoide des Natur-Museums Senckenberg, 12: Mollusca, Clausiliidae (1): Phaedusinae, Neniinae. – Arch. Molluskenk., **83** (1/3): 1–63, 4 Taf.; Frankfurt a. M.

– (1976): Die Typen und Typoide des Natur-Museums Senckenberg, 55: Mollusca: Clausiliidae (3): Mentissoideinae. – Arch. Molluskenk., **106** (4/6): 203–242, 7 Taf.; Frankfurt a. M.

Anschrift des Verfassers:

HARTMUT NORDSIECK, Postfach 3544, D-78024 Villingen-Schwenningen.

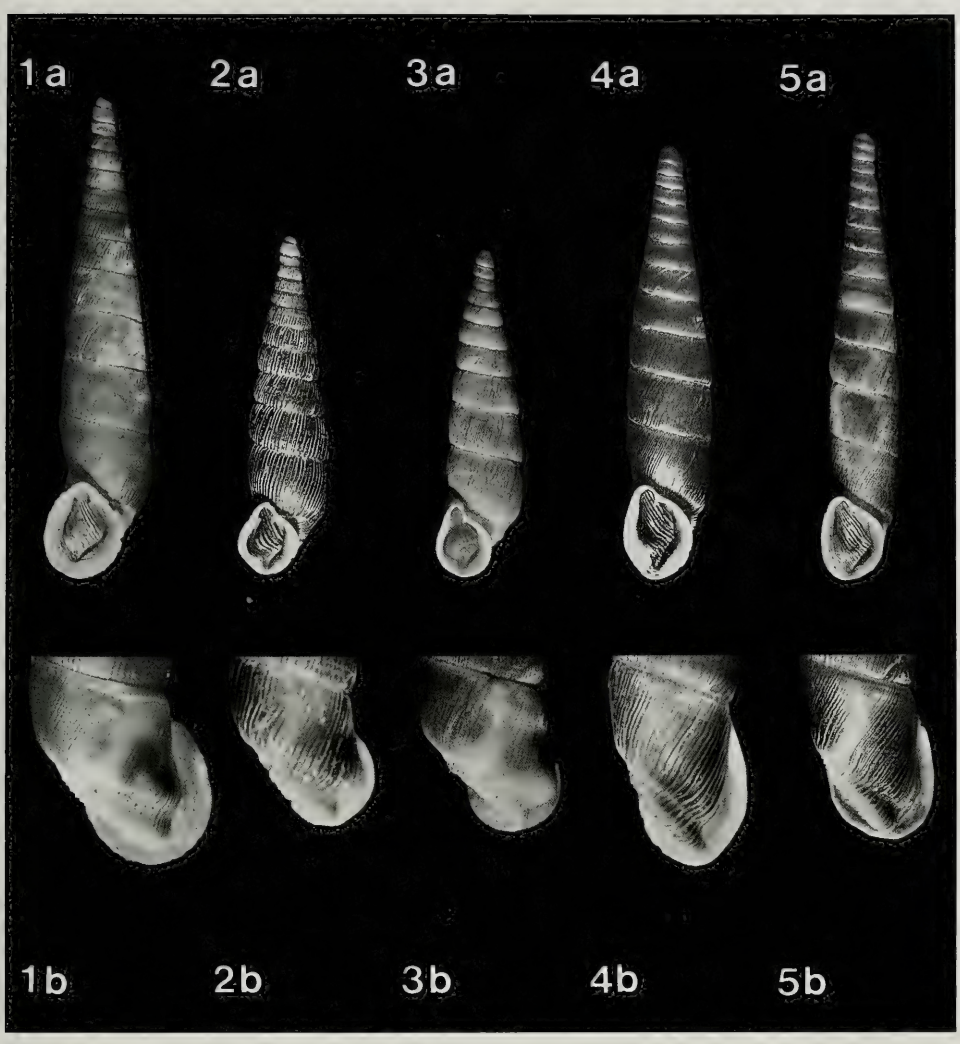


Tafel 1

Fig. 1a, b. *Dobatia multidentifera multidentifera* Neubert 1992; Oymapınar bei Manavgat (nahe Straße zur Staumauer 2 km von Abzweigung), E. Neubert, 9. V. 1991 (Holotypus SMF 309813). – **Fig. 2a, b.** *D. multidentifera anamurensis* n. subsp.; Anamur (nahe Stadt), F. Ressl, 20. IV. 1963 (Holotypus NMWK 55380). – **Fig. 3a, b.** *Pravispira semilamellata* (Mousson 1863); Borçka, Schubert, 7. VI. 1969 (NMWK 60710). – **Fig. 4a, b.** *P. serrulosa* (Retowski 1889); Iyidere Abzweigung 45 km Richtung Ispir, E. Neubert, 1. V. 1993 (NEß). – **Fig. 5a, b.** *P. serrulosa* (Retowski 1889); Altındere-Tal 10–13 km SSE Maçka (Schlucht), A. Riedel, 6. XII. 1985 (IZPAN). – **Fig. 6a, b.** *Pontophaedusella ofensis* n. sp.; 2 km SW Of, A. Riedel, 4. XII. 1985 (Holotypus IZPAN). – Maßstab: a) Gehäuse 3 : 1, b) Nacken 5 : 1 (Ausnahme: Fig. 1b 6 : 1). – Photo: R. Harling (SMNS).

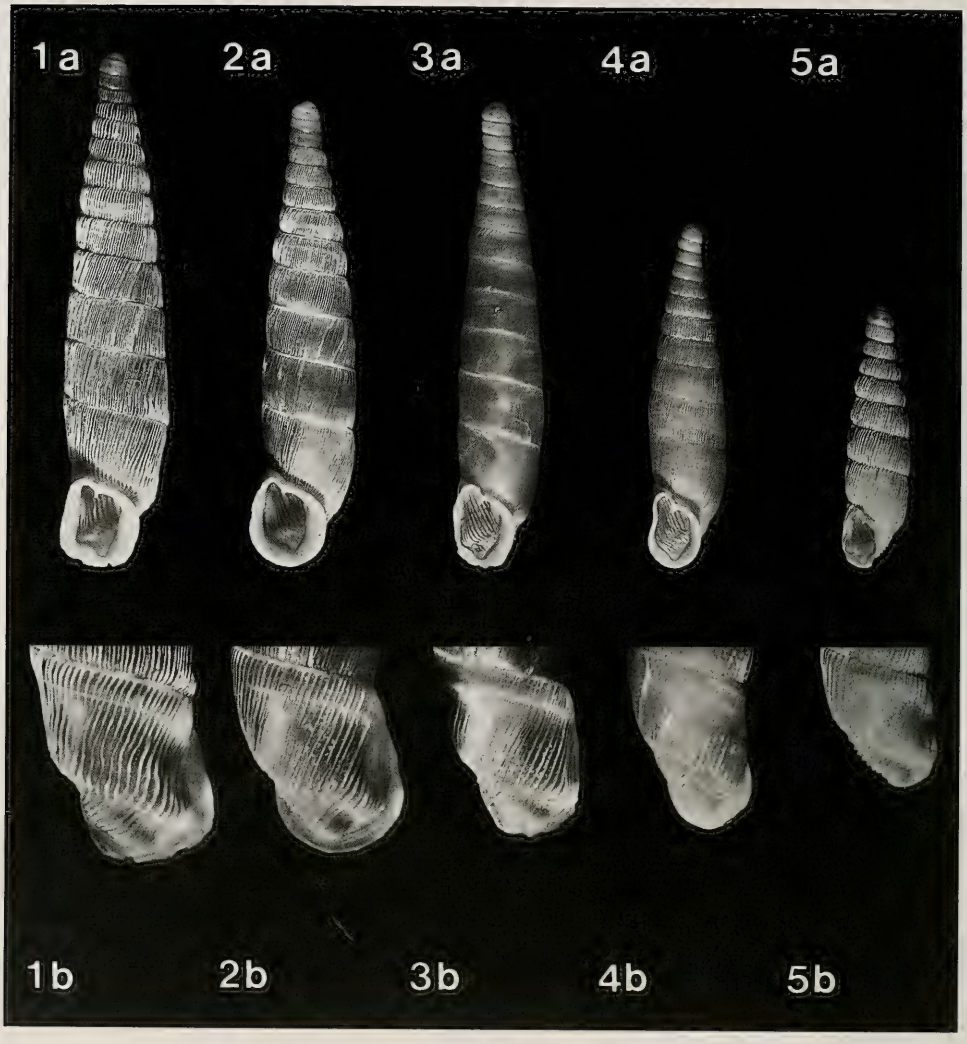
Tafel 2

Fig. 1a, b. *Idyla* (*Strigilidyla*) *liebegottae* n. sp.; Chania bei Volos (Weg von Paßstraße zum Hotel Chani Zisi, etwa 1200 m über NN), A. Liebegott, 5. X. 1986 (Holotypus SMNS ZI 9157). – **Fig. 2a, b.** *Strigileuxina reuleauxi* (O. Boettger 1887); Zilkale bei Çamlıhemşin, H. Schütt, 14. IX. 1993 (SMNS ZI 9158). – **Fig. 3a, b.** *Strigileuxina discedens* (Retowski 1889); Zilkale bei Çamlıhemşin, H. Schütt, 14. IX. 1993 (SMNS ZI 9159). – **Fig. 4a, b.** *Sumelia boniferae latecostata* n. subsp.; 2 km NE Maçka (an Straße M.–Trabzon), A. Riedel, 7. XII. 1985 (Holotypus IZPAN). – **Fig. 5a, b.** *Kazancia galli* (H. Nordsieck 1977); Ayder (Kaplıca) bei Çamlıhemşin, H. Schütt, 13. IX. 1993 (SMNS ZI 9160). – Maßstab: a) Gehäuse 3 : 1, b) Nacken 5 : 1. – Photo: R. Harling (SMNS).



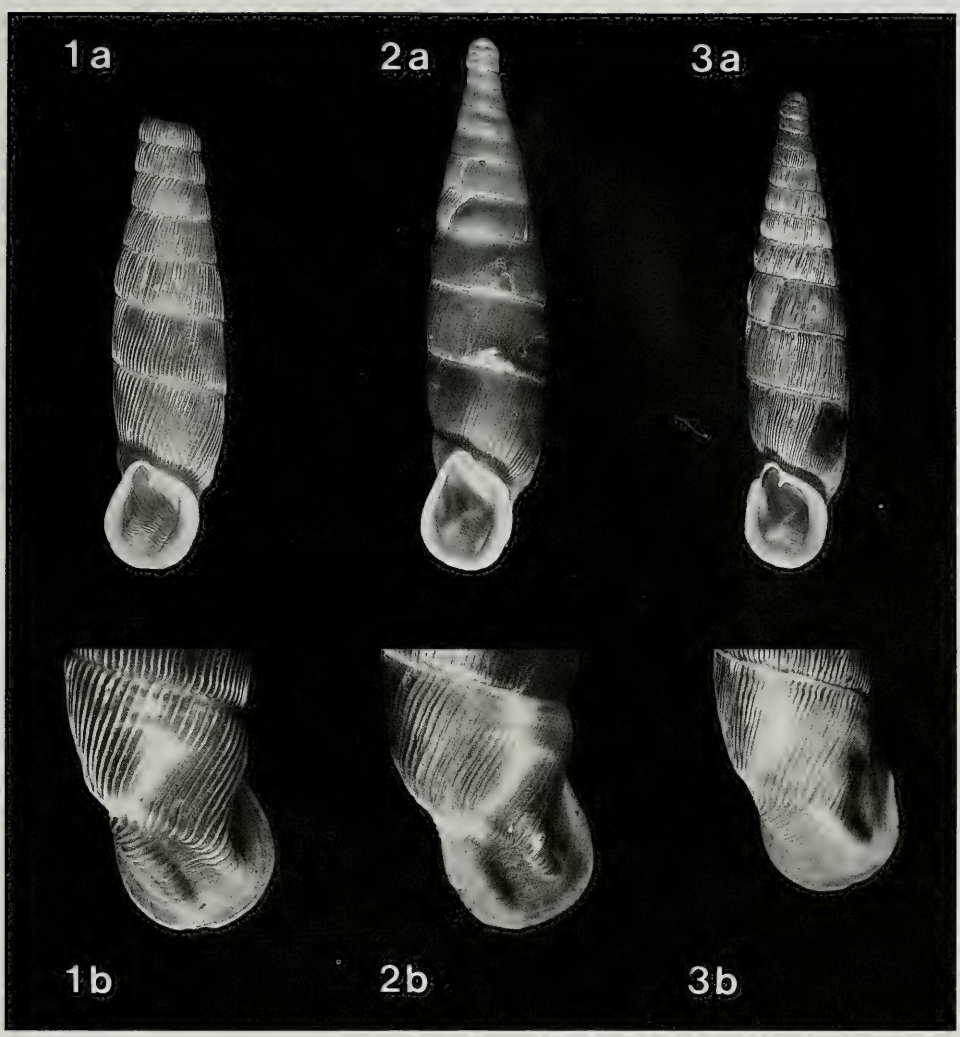
Tafel 3

Fig. 1a, b. *Armenica* (*A.*) *laevicollis samsunensis* n. subsp.; Kayali bei Çalköy 6 km ENE Vezirköprü (Istavruz-Schlucht), A. Riedel, 26. XI. 1985 (Holotypus IZPAN). – **Fig. 2a, b.** *A. (A.) laevicollis costifera* n. subsp.; Zigana Geçidi bei Torul (S-Seite nahe Paßhöhe, etwa 1900 m über NN), H. Schütt, 10. IX. 1993 (Holotypus SMNS ZI 9161). – **Fig. 3a, b.** *A. (A.) laevicollis bileki* n. subsp.; Aşkale 37 km Richtung Bayburt, K. Bilek, 8. V. 1970 (Holotypus NMW 86218). – **Fig. 4a, b.** *A. (A.) gracillima principalifera* n. subsp.; Berta-Tal an der Straße nach Bağlıca nahe Abzweigung, A. Liebegott, 4. VII. 1993 (Holotypus SMNS ZI 9162). – **Fig. 5a, b.** *A. (A.) gracillima spiralifera* n. subsp.; Berta-Tal an der Straße nach Veliköy nahe Abzweigung, A. Liebegott, 3. VII. 1993 (Holotypus SMNS ZI 9163). – Maßstab: a) Gehäuse 3 : 1, b) Nacken 5 : 1. – Photo: R. Harling (SMNS).



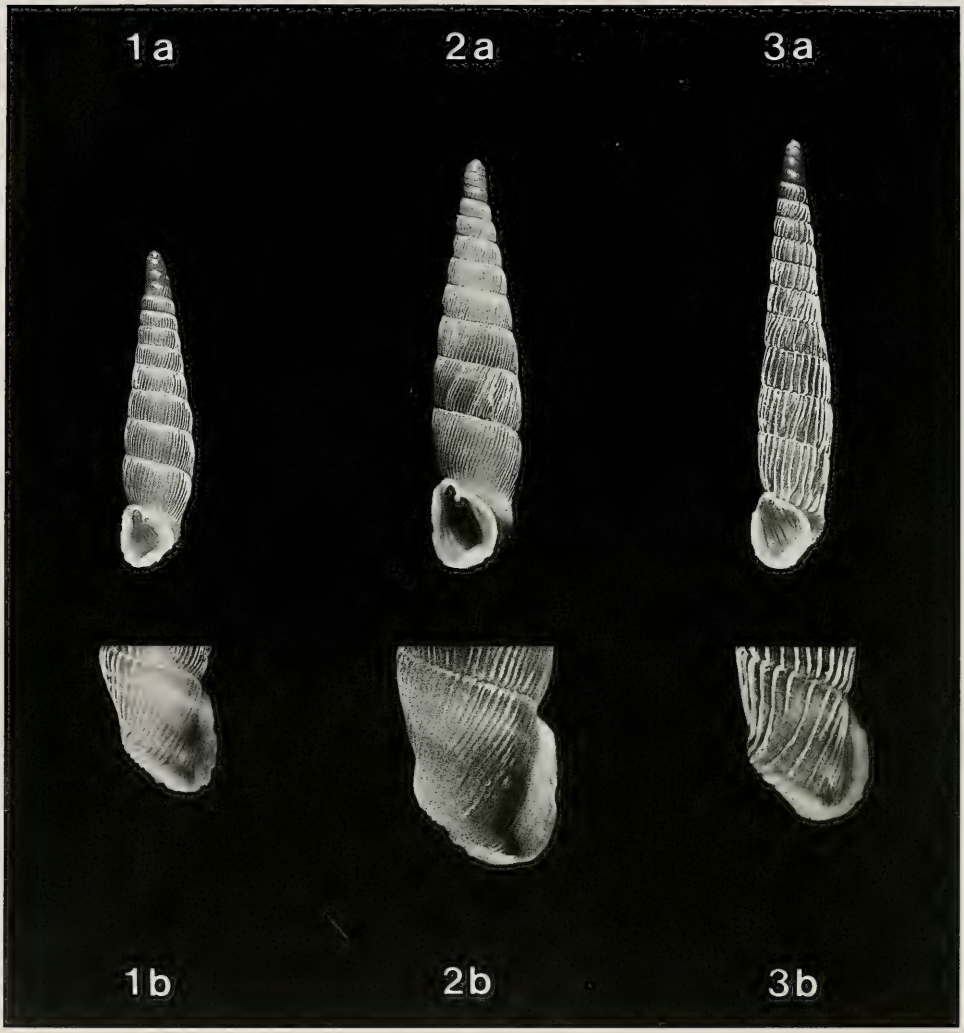
Tafel 4

Fig. 1a, b. *Phrygica riedeli riedeli* n. subsp.; Zeytinköy 5–6 km SE Denizli (Schlucht), A. Riedel, 13. XI. 1985 (Holotypus IZPAN). – **Fig. 2a, b.** *P. riedeli jansseni* n. subsp.; zwischen Akpınar und Pınarlar Yarlesı 15 km SE Karaman, A. W. Janssen, 18. V. 1990 (Holotypus NNM 56849). – **Fig. 3a, b.** *P. jelskii* n. sp.; „Biledjik, à l'E. d. Broussa", M. Jelski (Holotypus SMNS ZI 9164). – **Fig. 4a, b.** *P. euxinaeformis* n. sp.; Sultandağ bei Akşehir (Höhleneingang, etwa 1500 m über NN), F. Ressl, 25. IV. 1960 (Holotypus NMW 86601). – **Fig. 5a, b.** *P. raehlei* n. sp.; nahe Saklıkent bei Antalya (etwa 1900 m über NN), W. Rähle, 30. IX. 1986 (Holotypus SMNS ZI 9165). – Maßstab: a) Gehäuse 3 : 1, b) Nacken 5 : 1. – Photo: R. Harling (SMNS).



Tafel 5

Fig. 1a, b. *Sprattia sowerbyana* (L. Pfeiffer 1850); Akseki Abzweigung 11 km Richtung Cevizli, H. Nordsieck, 19. IV. 1992 (SMNS ZI 9168). – **Fig. 2a, b.** *S. sillyonensis* n. sp.; Sillyon bei Abdurrahmanlar, H. Nordsieck, 25. IV. 1992 (Holotypus SMNS ZI 9166). – **Fig. 3a, b.** *S. beycola* n. sp.; nahe Saklıkent bei Antalya (etwa 1900 m über NN), W. Rähle, 30. IX. 1986 (Holotypus SMNS ZI 9167). – Maßstab: a) Gehäuse 3 : 1, b) Nacken 5 : 1. – Photo: R. Harling (SMNS).



Tafel 6

Fig. 1a, b. *Galeata galeata* (Rossmässler 1839); „Gülek", Boyadian, 1904 (SMF 133062a). – **Fig. 2a, b.** *G. tumluensis* n. sp.; Tumlu Kalesi bei Sağkaya, H. Nordsieck, 1. I. 1994 (Holotypus SMNS ZI 9427). – **Fig. 3a, b.** *G. antiochica* (Schütt 1993); Iskenderun (nahe Schlucht oberhalb Stadt), H. Nordsieck, 2. I. 1994 (SMNS ZI 9428). – Maßstab: a) Gehäuse 3 : 1, b) Nacken 5 : 1. – Photo: R. Harling (SMNS).

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde
Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, 70191 Stuttgart

SMITHSONIAN
DEC 0 1 1994
LIBRARIES

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 514	18 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Die ältesten Pflanzenangaben von Baden-Württemberg aus der Literatur

The First Documented Plants from Baden-Württemberg Recorded in Literature

Von Siegmund Seybold, Stuttgart

Mit 3 Abbildungen

Zusammenfassung

Bis zum Jahr 1566 werden aus Baden-Württemberg 356 Arten von Farn- und Blütenpflanzen in der Literatur nachgewiesen. Für ein Gebiet dieser Größe und für diesen Zeitraum ist das eine erstaunlich hohe Zahl.

Summary

Until 1566 356 species of plants (Pteridophyta and Spermatophyta) are recorded for Baden-Württemberg, which is a remarkable high number concerning the size of the area and this time.

Inhalt

1. Einleitung 1
2. Angaben aus dem Mittelalter 2
3. Die Väter der Botanik und ihr Umkreis 3
3.1. Otto Brunfels (ca. 1488–1534) 3
3.2. Hieronymus Bock (1498–1554) 4
3.3. Valerius Cordus (1515–1544) 8
3.4. Leonhart Fuchs (1501–1566) 9
3.5. Conrad Gesner (1516–1565) und Johann Bauhin (1541–1612) 13
3.6. Hieronymus Harder (1523–1607) 14
4. Ausblick 16
5. Literatur 16

1. Einleitung

Mit historisch überlieferten alten Erwähnungen von Pflanzen aus Südwestdeutschland haben sich bisher nur wenige Autoren beschäftigt. Allein Johann

Heinrich Dierbach (1788–1845) hatte versucht, für das Gebiet Deutschlands die ältesten Literaturstellen zu sammeln (Dierbach 1825–33). Dieses Gebiet ist aber immer noch fast Neuland; man muß darum auch immer wieder mit überraschenden Änderungen rechnen. In dem neuen Werk „Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs" (Sebald et alii 1990, 1992) werden erstmals solche Angaben für unser Gebiet und für alle Arten zusammengestellt. Was aber noch fehlt, ist ein Überblick und eine Zusammenfassung der Diskussion. Für die Orchideen-Angaben im 16. Jahrhundert habe ich das früher (Seybold 1983) schon einmal versucht. Doch sind auch hier neue Erkenntnisse hinzugekommen. An dieser Stelle soll nun für alle Arten zusammengefaßt werden, was bis zur Mitte des 16. Jahrhunderts (genauer bis etwa 1566) an Angaben bekannt wurde.

Bei diesen Untersuchungen müssen bisher die Bäume gesondert behandelt bleiben. Baumnamen können auch in jeder gewöhnlichen alten Urkunde genannt sein. Eine Sichtung all dieser Quellen wäre aber viel zu aufwendig gewesen.

Ausgeklammert blieb ferner auch die Auswertung der Namen von Orten und Örtlichkeiten. Hier treten wieder viele Baum- oder Straucharten auf, doch selten krautige Pflanzen.

In dieser Aufstellung sind die Erstnachweise nach den Quellen angeordnet. Dabei ergeben sich in der Zusammenschau oft Hinweise auf Fundort oder Fundzeit, die bei diesen ältesten Angaben sonst oft nur erschlossen oder wahrscheinlich gemacht werden kann. Viel seltener sind die Daten direkt genannt.

Erstnachweise, die **älter** sind, als die bei Sebald et alii (1990, 1992) angegebenen, sind mit * markiert.

Dank

Für hilfreiche Hinweise oder für die Beschaffung schwer erhältlicher Kopien danke ich herzlich Herrn P. H. Kahr (Rengsdorf) sowie Herrn Dr. S. Künkele (Gerlingen). Auch bin ich den Bibliotheken, die mir die seltenen Werke zur Einsicht zur Verfügung gestellt haben, sehr dankbar. Es waren dies: die Hessische Landesbibliothek in Darmstadt, die Württembergische Landesbibliothek in Stuttgart, die Stadtbibliothek in Reutlingen und die Stadtbibliothek in Ulm. Frau Dr. E. Irblich von der Österreichischen Nationalbibliothek in Wien danke ich für die Genehmigung zum Ausdruck der Abbildungen. Vor allem möchte ich mich mit dieser Arbeit bei Herrn Professor Dr. B. Ziegler bedanken, der es ermöglicht hat, daß meine Tätigkeit am Staatlichen Museum für Naturkunde in Stuttgart auch solche Untersuchungen zuließ. Ihm sei deshalb diese Schrift gewidmet.

2. Angaben aus dem Mittelalter

Der älteste, schriftlich überlieferte Nachweis für eine krautige Pflanze aus Südwestdeutschland, den man heute kennt, stammt von Walahfrid Strabo (ca. 808–849), dem Abt der Reichenau. Sein Hortulus von 827 enthält ein Gedicht über den vom Kloster angelegten Kräutergarten (Stoffler 1978). Dabei berichtet er bei 3 Arten auch, daß sie dort oder in der Umgebung wild vorkommen. Es sind folgende Pflanzen: Kleiner Odermennig (*Agrimonia eupatoria*), Echter Ziest (*Betonica officinalis*) und Große Brennessel (*Urtica dioica*).

Bei *Betonica* schreibt Wahlahfrid beispielsweise (in Übersetzung, Stoffler 1978): „Mag auch in Bergen und Wäldern, in Wiesen und Talgründen ringsum aller Orten beinah, der Betonie köstliche Fülle häufig wildwachsend stehn . . ." Er nennt also die Art wildwachsend aus der Umgebung der Reichenau, wenn auch ohne genauen Fundort. Damit ist sicher die Realität gemeint und nicht die Phantasie.

Auch heute noch kommen übrigens alle drei genannten Arten in der Umgebung der Reichenau vor.

Mit diesem Beispiel sind nun auch die Bedingungen für Erstnachweise markiert:

1. Es müssen bestimmbare Arten oder Sammelarten genannt werden.
2. Sie müssen wildwachsend vorkommen.
3. Ein Fundort oder Fundgebiet, das innerhalb des heutigen Gebiets Baden-Württembergs liegt, muß ausdrücklich genannt oder sonst sicher erschlossen sein.

Diese letzte Bedingung ist recht einschneidend. Denn es kommt immer wieder vor, daß ein Autor Pflanzen erwähnt, die er wahrscheinlich aus der Umgebung seines Wohnorts wildwachsend kannte. Es ist aber nicht auszuschließen, daß er sie doch in einem anderen Gebiet gefunden hat. Deshalb muß man bei diesen alten Quellen darauf bestehen, daß der Fundort konkret genannt wird oder daß ein anderes Fundgebiet nicht in Frage kommt. Das hat aber leider zur Folge, daß Erstnachweise nicht zum Entdecker der Pflanze, sondern nur zu dem Beobachter führen, der – oft nur zufällig – diese Bedingungen erfüllt. Die wirklichen Entdecker bleiben meist unbekannt.

Die nächsten Pflanzen – soweit bisher bekannt –, die im Mittelalter aus unserem Gebiet genannt werden, sind im „Arzneibüchlein" des Claus von Metry aufgeführt (Ebel 1940). In dieser Handschrift (Pal. Germ. 215, Heidelberg) aus dem Jahr 1488 werden vom Feldberg zwei Pflanzen genannt, Allermannsharnisch (*Allium victorialis*) und Türkenbund (*Lilium martagon*). Beide Arten kommen dort auch heute noch vor. Es ist aber erstaunlich, daß man damals diese seltenen und verborgenen Vorkommen kannte! Die Kräutersammler des Mittelalters müssen unser Gebiet schon recht gut begangen haben, wenn sie sogar Fundorte am schwer zugänglichen Feldberg besucht haben. Die Deutung der Pflanzen dieser Handschrift verdanken wir Walther Zimmermann (1890–1945), der in zwei Aufsätzen (1941, 1944) auf diese frühe Quelle aufmerksam gemacht hat.

Nennungen wildwachsender Pflanzen mit konketer Ortsangabe sind mir sonst aus dem Mittelalter bisher nicht bekannt. Nur Bäume und Sträucher müssen davon, wie oben ausgeführt, wieder ausgenommen werden. Ihre erste Erwähnung etwa in Forstarchiven, die sicher ins Mittelalter fällt, muß erst noch erarbeitet werden.

3. Die Väter der Botanik und ihr Umkreis

Die nächsten wichtigen Erforscher der Flora Südwestdeutschlands waren die Väter der Botanik und ihr Umkreis: Otto Brunfels, Hieronymus Bock, Leonhart Fuchs, Valerius Cordus, Conrad Gesner und Hieronymus Harder. Ihre Pflanzenfunde stammen alle aus dem gleichen Zeitraum. Da aber oft kein Fundjahr angegeben wird, muß man sich an die Veröffentlichungen halten und kann die ungefähre Exkursionszeit nur erschließen.

3.1. Otto Brunfels (ca. 1488–1534)

Brunfels, der die ersten Kräuterbücher (1530–37) neuen Stils verfaßt hat, legte wenig Wert auf Fundortsangaben. Mehrfach berichtet er von Pflanzen aus den Gärten in Straßburg. So erfahren wir auch, daß sein Verleger, Hans Schott, einen Kräutergarten besaß (Brunfels 1532b: 72–73). Vielleicht hat dieser auch Pflanzen abbilden lassen, ohne Brunfels zu fragen, so daß sich damit auch mancher fehlende Bezug von Text und Bild erklärt. Brunfels erwähnt wildwachsend nur wenige Arten, davon aber drei aus unserem Gebiet, die Silberdistel (*Carlina acaulis*, 1532b: CCXVIII, 1536a: 35), den Seidelbast (*Daphne mezereum*, 1536a: 147, 1537b: CIII) und den Gelben Enzian (*Gentiana lutea*, 1531a: 19). Sie sollen alle im „Schwarz-

wald“ vorkommen. Damit ist sicher der Schwarzwald unter Einschluß seiner Randgebiete gemeint, denn der Seidelbast fehlt gerade im Kerngebiet des Schwarzwalds fast völlig, kommt aber in den Randgebieten vor (Voggesberger in Sebald et alii 1992). Diese Ungenauigkeit läßt vermuten, daß Brunfels hier nur die Kräutersammler vom Hörensagen zitiert, die Vorkommen aber nicht selbst kennt. Möglicherweise hat Brunfels die Angaben aber auch von H. Bock übernommen, den er an zwei Stellen (Brunfels 1532b: 321, 330) als besten Pflanzenkenner seiner Zeit bezeichnet („wolgelerte Hieronymus Bock von Zweyenbrücken, welchem ich das lob gibe, das er meer kreüter kennet, dann mir ye von den gelerten zu handen kommen“). Der Silberdistel und dem Seidelbast ist auch eine Abbildung beigegeben. Dem Künstler, Hans Weiditz, haben also lebende Exemplare vorgelegen. Obwohl die der Silberdistel beigefügte Zeichnung eigentlich eine Stengellose Kratzdistel (*Cirsium acaule*) darstellt, wie Rytz (1933) anhand des Originalaquarells nachwies, so war im Text mit dem Namen Eberwurz doch die Silberdistel aus dem Schwarzwald gemeint. Diese Kratzdistel war damals um Straßburg herum die häufigste Distelart (Ager in Bock 1595: 314B).

Die allerersten aufgeführten Arten sind Heil-, Gift- oder Zauberpflanzen. Sie waren besonders wichtig und sind deshalb auch eindeutig aufklärbar. Allgemein aber ist die Bestimmung zitierter Arten ein schwieriges Problem. Zu oft haben die lateinischen und deutschen Namen seit damals gewechselt. Es bedarf daher einer vorsichtigen Deutung von Text und Abbildung, um einigermaßen sicher anzugeben, was der Autor gemeint hat. Dabei ist die Kenntnis dessen, was heute am Fundort vorkommt, besonders wichtig. Hier leistet der Atlas von Haeupler & Schönfelder (1988) für das Gebiet der alten Bundesrepublik Deutschland entscheidende Hilfe.

3.2. Hieronymus Bock (1498–1554)

Zur Zeit, als die Kräuterbücher von Brunfels erschienen, botanisierte schon Hieronymus Bock. Brunfels kannte ihn und hatte ihn in Hornbach auch einmal persönlich besucht. Dies muß im Sommer oder Herbst 1533 gewesen sein (Roth 1899: 37). Aber schon 1531 hatte Brunfels in einem Anhang seines lateinischen Kräuterbuchs Schriften von Bock und auch von Fuchs publiziert. Hier ist auch erwähnt, daß Bock in der Schweiz war (Brunfels 1531b: 159). Und er berichtet hier von der Bärwurz (*Meum athamanticum*) im Schwarzwald (1531b: 159). Seine ersten Exkursionen hat er also vor 1530 gemacht, weshalb man ihn als den ältesten bekannten Floristen unseres Gebiets bezeichnen kann.

In seinen Kräuterbüchern legte er ziemlichen Wert auf Fundortsangaben, wohl weil er den Wechsel der Vegetation aus eigener Anschauung kannte. In der Hauptsache nennt er die Gebiete Wasgau, Westrich, die Umgebung von Worms und Speyer, Rhein, Schwarzwald, Odenwald, Eifel und Idargebirge. Manchmal bezeichnet er den Ort ganz genau, so daß man annehmen darf, daß er ihn selbst kannte. Oft aber begnügte er sich mit Angaben von Landschaften. Anscheinend hat er eigene Kenntnisse mit Angaben von andern vermischt. Hier mündet also auch ein Stück der mündlichen Überlieferung von Kräutersammlern ein.

Von Bocks Kräuterbüchern gibt es eine Reihe von Auflagen. Die älteste ist die unbebilderte von 1539; in Südwestdeutschland scheint sie nur in den Stadtbibliotheken von Reutlingen und Ulm vorhanden zu sein. Diese Ausgabe umfaßt nur die ersten beiden Teilbände. Erst in der Auflage von 1546 finden wir Abbildungen. Sie

ist auch erweitert und umfaßt einen dritten Teil. Die Ausgabe von 1551, die wie alle folgenden bebildert ist, ist die vollständigste (HOPPE 1969); die von 1577 ist durch ein Reprint aber die bekannteste. Was unsere Fundortsangaben betrifft hat sich aber zwischen den Ausgaben von 1551 und 1577 fast nichts geändert.

In seinem 1539 erschienenen Kräuterbuch erwähnt BOCK für unser Gebiet 21 Arten: *Gelber Eisenhut (*Aconitum vulparia*), Gewöhnliche Ochsenzunge (*Anchusa officinalis*), *Sterndolde (*Astrantia major*), Rippenfarn (*Blechnum spicant*), Silberdistel (*Carlina acaulis*), *Kümmel (*Carum carvi*), Schwalbenwurz (*Cynanchum vincetoxicum*), Diptam (*Dictamnus albus*), Gelber Enzian (*Gentiana lutea*), Blutroter Storchschnabel (*Geranium sanguineum*), Bach-Nelkenwurz (*Geum rivale*), Eichenfarn (*Gymnocarpium dryopteris*), Stinkende Nießwurz (*Helleborus foetidus*), Türkenbund (*Lilium martagon*), Keulen-Bärlapp (*Lycopodium clavatum*), Bärwurz (*Meum athamanticum*), *Schlangen-Knöterich (*Polygonum bistorta*), *Echte Schlüsselblume (*Primula veris*), *Alpen-Ampfer (*Rumex alpinus*), Felsen-Fetthenne (*Sedum rupestre*) und Weißer Germer (*Veratrum album*).

Bei letzterer Art heißt es (1539: 119B): „Unsere wurtzeler bringen sie auß den hohen Alpen, unnd bergen, unnd sprechen man finde sie auch im Schwartzwald". Er scheint diese Angabe zu bezweifeln (vergleiche auch SEYBOLD 1986); sie gilt aber heute noch, insbesondere wenn man die Randgebiete mit einbezieht.

Die meisten Arten nennt BOCK für den „Schwartzwaldt". Und er hat auch wirklich manche Charakterart dieses Gebiets erfaßt: Bärwurz, Rippenfarn, Eichenfarn, Keulenbärlapp. Andere Arten aber, die er für den Schwarzwald nennt, kommen höchstens in den angrenzenden Randgebieten vor; so der Diptam, die Stinkende Nießwurz, der Gelbe Eisenhut und der Blutrote Storchschnabel. Sie müssen auch damals dem Schwarzwald im engeren Sinne gefehlt haben. Diese Information hat BOCK aller Wahrscheinlichkeit nach von Kräutersammlern übernommen, die ihr Sammelgebiet sowieso nicht so genau bezeichnen wollten. Auch BRUNFELS hatte bei der Silberdistel dieses Gebiet genannt; ganz zu schweigen von den mittelalterlichen Angaben (siehe Kap. 2.) zu Türkenbund und Allermannsharnisch. Alles dies zusammen weist auf die mündliche Überlieferung hin. Nicht gemeint war bei BOCK jedenfalls der „Schwarzwälder Hochwald" im südlichen Hunsrück, denn der Sinnzusammenhang im Text macht deutlich, daß er den südwestdeutschen Schwarzwald gemeint hatte.

Hat nun aber BOCK alle Angaben aus dem Land von anderen übernommen oder war er selbst einmal hier? Den Schwarzwald mindestens scheint er selbst zu kennen, denn er schreibt (1539: 131B) bei der Bärwurz (*Meum athamanticum*): „im Schwartzwaldt, etwan uff der selben wisen im hohen gebirg, do ich sie selbs erstmals funden, unn folgens (wie andere frembde wurtzel) im garten auuffbrocht hab". Dies ist aber nicht das älteste Zitat für die Bärwurz; sie nennt BOCK auch schon im Anhang bei BRUNFELS (1531a: 159).

In der nächsten Ausgabe von BOCKS Kräuterbuch (1546), die umfangreicher ist, finden wir für unser Gebiet zusätzlich den Roten Fingerhut (*Digitalis purpurea*), den *Wacholder (*Juniperus communis*), den *Echten Haarstrang (*Peucedanum officinale*) und die *Heidelbeere (*Vaccinium myrtillus*) genannt. Diese seltene Ausgabe konnte ich in der Landesbibliothek in Darmstadt einsehen.

Merkwürdig ist, was BOCK zum Wacholder (*Juniperus comunis*) schreibt [1546(3): 51B]: „im Waßgaw, Westereich, und im Kreichgaw findt man iro uberschwencklich vil". Daß er ausgerechnet den Kraichgau anführt, wo die Art heute fast fehlt (NEBEL in SEBALD et alii 1990: 212), ist wohl ebenfalls auf Angaben vom Hörensagen zurückzuführen. Doch die besonders störende Mengenangabe (überschwenglich viel) kann

sich aber auch auf Wasgau oder Westrich beziehen und muß für den Kraichgau nicht gelten.

In der Ausgabe von 1551 finden wir schließlich (S. 383 A) neu die *Mispel (*Mespilus germanica*) genannt: „an der Liechtenawe, zwischen straßburg und Baden, wachsen in einem wald uberflüssig für sich selbs, gleich wie droben vom Sperwerbaum gemeldet ist". Wegen diesem Fundort erhielt die Pflanze später auch den Beinamen „*germanica*".

Zwei Angaben aus dem Grenzgebiet können wegen ungenauer Ortsbezeichnung keine Berücksichtigung finden. Die eine bezieht sich auf die Wilde Weinrebe (*Vitis sylvestris*, 1551: 399A: „zwischen Straßburg und Speyer"); die andere auf die Sand-Strohblume (*Helichrysum arenarium*, 1539: 95A), die zwischen Speyer und Worms, aber auch bei „Neuenburg" vorkommen soll. Neuenburg (Neuchâtel) in der Schweiz kann nicht gemeint sein, da die kontinental verbreitete Pflanze in Mitteleuropa nicht so weit südlich vordringt. Sie fehlt überhaupt in der Schweiz. Neuenburg bei Müllheim kommt aber auch nicht in Frage, weil dort die passenden Biotope fehlen und sie auch später dort nie beobachtet wurde. Vielleicht liegt eine Ortsverwechslung mit Neuburg am Rhein westlich Karlsruhe vor, das zur Pfalz gehört; jedenfalls kann die Angabe für unser Gebiet nicht verwendet werden.

Bei Bock finden sich die ersten Arten, die für das Neckarland genannt werden. Von der Echten Schlüsselblume (*Primula veris*) heißt es (1539: 53A): „Himmelsschlüssel oder Sanct Peters schlüssel, werden auff den Necker, als umb Haylbrunn, weiß Bathonien genennt". Überraschenderweise ist es auch nicht Leonhart Fuchs, von dem die ersten Pflanzenangaben für Tübingen stammen, sondern Hieronymus Bock. Er führt die Gewöhnliche Ochsenzunge (*Anchusa officinalis*, 1539: 64B) von Tübingen an, die auch Fuchs – aber später – (1542: 342) angibt. Und zur Großen Sterndolde (*Astrantia major*) berichtet Bock (1539: 128A): „Sunst wechst noch eyn kraut, mit fünff zertheylten blettern, an eynem blat, uff seim stengel, wie die erst Meysterwurtz, od' wie Sanickel wechst auff den hohen wälden, umb Tübingen, nent man auch Meysterwurtz." Bei Bock könnte man noch im Zweifel sein, ob es sich um die Sanikel (*Sanicula europaea*) oder um die Große Sterndolde handelt; bei Fuchs finden wir dazu aber die klare Abbildung einer Sterndolde, doch fehlt bei ihm der Hinweis auf Tübingen. Er schreibt auch, er halte die Art, die „ettliche für klein Meisterwurtz" halten, nicht für eine Meisterwurz, da sie nicht scharf schmecke. Mit „ettliche" ist natürlich Bock gemeint. Ein Vergleich der Kräuterbücher von Bock und Fuchs klärt manches, was aus einem Buch allein nicht zu erkennnen ist (cf. auch Seybold 1990: 257–258).

Woher wußte nun aber Bock, daß die Sterndolde bei Tübingen wächst? Anscheinend nicht von Fuchs, der im Vorwort seines lateinischen Kräuterbuchs schreibt, daß er Bock nicht persönlich kenne (Meyer 1857). Entweder war Bock selbst einmal – vielleicht bei seiner Reise in die Schweiz – in Tübingen oder er hat die Kenntnis von Kräutersammlern übernommen. Auffallenderweise hat die Art hier eine Verbreitungsgrenze (Haeupler & Schönfelder 1988); sie ist aber weiter südöstlich wesentlich häufiger. Von der Pfalz kommend findet man aber die Pflanze vielleicht in dieser Gegend zuerst.

Bei der weit verbreiteten Bach-Nelkenwurz (*Geum rivale*) fällt uns auf, daß Bock sie nur vom Gengenbacher Wald kennt. Er schreibt (1539: 153A): „yetzund haben wir eyn frembde unnd wilde Benedict wurztel, welche alleyn in den hohen wälden unnd gewiltnus funden würt, doher sie uns erstmals auch zu kommen, nemlich vom

Gengenbacher waldt, jhnseit des Reins hinder Offenburgk". Hier gibt BOCK zu, daß er die Pflanze von anderen erhielt. Aber warum nur von diesem Ort? Immerhin hat diese Art trotz ihrer weiten Verbreitung auch heute noch Verbreitungslücken (HAEUPLER & SCHÖNFELDER 1988: 255), besonders in der Pfalz. Sie war dort anscheinend wenig bekannt. BOCK hatte die Pflanze selbst nie wild gefunden, obwohl er bis in die Schweiz hinein botanisiert hatte. Auch FUCHS (1565:4:287) ist dies aufgefallen, schreibt er doch über diese Art: „[*Caryophyllata*] Pratensis aliisque humidis locis copiosissime gignitur. Unde miram subit Tragum, qui hanc non nisi in altissimis sylvarum montibus ac sylvestribus locis nasci putat. Nam id falsum esse complures sciunt, qui ipsum . . . in plano et paludinoso prato copiose provenientem colligerunt". (Übersetzt: Die Bachnelkenwurz kommt an feuchten und anderen Orten sehr zahlreich vor. Seltsamerweise glaubt aber BOCK, sie komme nur in sehr hohen Bergen und Wäldern vor. Viele, die die Pflanze in der Ebene und im Sumpfwiesen zahlreich gefunden haben, wissen, daß das falsch ist).

Vielleicht erhielt BOCK vom Finder der Bach-Nelkenwurz auch den Fundort des Alpen-Ampfers (*Rumex alpinus*) genannt. Er stamme aus dem „Symons Wald", einem Teil des Südschwarzwalds, also vielleicht vom Kandel (7914). SPENNER (1826) kannte den Fundort noch, doch kommt die Art dort heute nicht mehr vor [QUINGER in SEBALD et alii 1990 (1): 556]. Die Richtigkeit der Bestimmung wird bestätigt durch DIERBACH (1833: 17) bzw. SPRAGUE & NELMES (1913: 603), da die Abbildung bei BOCK nach der bei FUCHS gezeichnet wurde.

Die größten Schwierigkeiten, eine Art bei BOCK richtig zu deuten aber macht das Kapitel über den Bergfenchel. BOCK beschreibt hier zwei Arten, die ohne Zweifel Doldenblütler sind, die er aber auch selbst nicht mit den Benennungen anderer in Einklang bringen kann und die er daher mit dem neuen Namen Bergfenchel versieht. Es heißt dort (1539: 126B): „Zwey kreütter wachsen mit stengeln blettern, kronen und wurtzeln wie der Fenchel, das eyn und aller sterckst am geruch hab ich niergens funden, dann alleyn in den hohen bergen und wälden, als im schneegebirg, im Schwartzwaldt, im Spessart, im Waßgaw, und im Ydar gegen der Eyffel. Ist eyn kraut mit stengel, blettern, kronen, unnd wurtzel, nit andest dann Fenchel. Die gekrönten blumen aber sint gantz weiß, wie des Schirlings, der samen würt grösser dann der änis. Die wurtzel hat seer eyn starcken geschmack, zengert und beist auff der zungen, hanniger dann keyn Ingwer, reucht zimlich wol. Die ander wurtzel ist fast der yetzigen mit dem geruch, geschmack, und gestalt gleich, doch nit halb so starck, dise wechst allenthalben auf den wisen."

Wählt man für die zuerst genannte Art unter allen in Deutschland vorkommenden und weiß blühenden Doldenblütlern diejenigen aus, die BOCK nicht an anderer Stelle anführt und die speziell im Bergland zu finden sind, so verbleiben nur wenige Arten: Behaarter Kälberkropf (*Chaerophyllum hirsutum*), Gold-Kälberkropf (*C. aureum*), Heilwurz (*Seseli libanotis*), Hirschwurz (*Peucedanum cervaria*) und Breitblättriges Laserkraut (*Laserpitium latifolium*). Die Nennung des Schwarzwalds als Wuchsgebiet darf nicht überbewertet werden, wie wir oben sahen, ebenso die des Spessarts. Mit letzterem ist eben einfach das erweiterte Maingebiet gemeint.

Wie steht es aber mit den weiteren Merkmalen? die Änlichkeit mit dem Fenchel nützt nicht allzuviel, da damit einfach die Gruppe der Doldenblütler bezeichnet sein kann. Immerhin heißt es noch, der Same sei größer als beim Anis (*Pimpinella anisum*). BOCK meint wohl breit elliptische Früchte, denn beim „Wild Körffel" (= *Anthriscus sylvestris*) schreibt er von einem „spitzen samen". Die *Chaeropyllum-*

Arten mit langer spitzer Frucht dürften daher ausscheiden. Nach THELLUNG in HEGI (V.2, 1926) sind die Früchte beim Anis 3–5 mm, bei der Heilwurz 3–4 mm, bei der Hirschwurz 4–6 mm und beim Breitblättrigen Laserkraut 5–10 mm lang. Am besten paßt also die letztere Art, da sie nach HEGI (1926: 1477 bzw. 1481) von starkwürzigem Geruch ist und die Wurzel ebenfalls starkwürzig und zugleich bitterlich-scharf schmeckt. Sogar die Verbreitung ist passend; THELLUNG nennt die pfälzisch-lothringischen Gebirge bis zum Nahetal, Eifel und den hessischen Odenwald. Die übrigen Arten würden in der Verbreitung nicht so gut passen. Mit dem „Schneegebirge" bei BOCK ist wohl einfach das Hochgebirge gemeint. Wir haben damit vielleicht die richtige Art gefunden; man hätte sie selbst aber kaum als fenchelähnlich bezeichnet. Es bleiben also noch gewisse Unstimmigkeiten. Nimmt man aber eine andere Wahl an, etwa die der Heilwurz, so paßt eben die Angabe der Samengröße nicht mehr.

Auch L. FUCHS hatte sich mit BOCKS Bergfenchel befaßt. Er schreibt im Kapitel über *Seseli*, er kenne ihn nicht selbst, da er ihn nie zum Keimen bringen konnte, er bezieht aber den Namen von BOCK auf das Berg-Laserkraut (*Laserpitium siler*). Er schreibt: „Ist meins erachtens . . . das gewechß so ettlich berg Fenchel nennen, darumb das dem Fenchel gleich sicht, und gern in den hohen bergen wechst. Hab sein gestalt nit künden gemalet darthun." Mit „ettlich" ist hier wieder BOCK gemeint. *L. siler* kann aber bei BOCK nicht gemeint sein, denn er führt die Art (1539: 131B) an anderer Stelle an und nennt sie vom Pfeffers bei Chur (Schweiz). FUCHS allerdings beschreibt unter den *Seseli*-Arten das Breitblättrige Laserkraut mit dem deutschen Namen „Weiße Hirschwurz". Seine Auffassung kommt also in die Nähe unserer ersten Vermutung.

N. AGER (in BOCK 1595), der versucht hat, die Pflanzen von BOCK mit denen anderer Autoren des 16. Jahrhunderts gleichzusetzen, konnte für den Bergfenchel keine sicheren Synonyme angeben.

HOPPE (1969: 210) gibt als Deutung des Bergfenchels den Sumpf-Haarstrang (*Peucedanum palustre*), aber mit Fragezeichen an. Sie hat dies wohl aus DIERBACH (1825: 115) übernommen. Auch diese Vermutung kann nicht ganz befriedigen; sie paßt nur morphologisch besser zum Fenchel. Aber Verbreitung und Ökologie passen gar nicht zu dieser Art. DIERBACH führt auch GESNER (1561: 295A) für seine Deutung an. Doch hatte GESNER wohl nicht an *Peucedanum palustre* gedacht, den er unter dem Namen „Daucus quidam palustris" an anderer Stelle anführt. Dagegen kann man der Deutung von HOPPE und DIERBACH für die zweite Art, die unter dem Bergfenchel genannt ist, als Wiesensilge (*Selinum carvifolia*) zustimmen.

Hätte BOCK eine Abbildung der ersteren Art gegeben, wäre die Klärung sehr viel einfacher gewesen. Er hatte die Pflanze aber anscheinend nicht zur Hand. Es könnte aber auch ein Fehler in seiner Beschreibung stecken. Schon GESNER hat die Fehler BOCKS beklagt (WOLFF 1577: 138B; Brief an FUCHS vom 18. 10. 1556 „errores, quibus abundat"; übersetzt: wimmelt von Fehlern). Zusammenfassend kann man nur feststellen, daß eine sichere Klärung bislang immer noch nicht gefunden werden konnte.

3.3. VALERIUS CORDUS (1515–1544)

Etwa in den Jahren 1535–44 botanisierte auch der begabte VALERIUS CORDUS in unserem Raum. Er bringt Neunachweise von insgesamt 16 wildwachsenden Arten

(CORDUS in GESNER 1561). Diese Angaben habe ich in einer früheren Arbeit abgehandelt (SEYBOLD 1987). Es sind dies:

Stein-Quendel (*Acinos arvensis*, Tübingen-Nürtingen), Berg-Aster (*Aster amellus*, Tübingen), Rote Zaunrübe (*Bryonia dioica*, Württemberg), Berg-Distel (*Carduus defloratus*, Schwäbische Alb), Schriftfarn (*Ceterach officinarum*, Schwarzwald), Schwarzwerdender Geißklee (*Cytisus nigricans*, Tübingen), Berg-Laserkraut (*Laserpitium siler*, Onstmettingen), Alpen-Heckenkirsche (*Lonicera alpigena*, Ehingen-Veringenstadt), Silberblatt (*Lunaria rediviva*, Owen), Kleine Traubenhyazinthe (*Muscari botryoides*, Schwäbische Alb), Echte Raute (*Ruta graveolens*, Schwäbische Alb), Trauben-Steinbrech (*Saxifraga paniculata*, Reutlingen, Ebingen), Blaustern (*Scilla bifolia*, Tübingen), Berg-Hellerkraut (*Thlaspi montanum*, Schwäbische Alb), Mistel (*Viscum album*, Schwäbische Alb). Außerdem hat er von den schon früher beobachteten Pflanzen folgende ebenfalls bestätigt: Stinkende Nießwurz (*Helleborus foetidus*, Reutingen, Mössingen), Bärwurz (*Meum athamanticum*, Kniebis), Weißer Germer (*Veratrum album*, Urach, Baar). Nachzutragen ist die Angabe der Herbstzeitlose (*Colchicum autumnale*) für Württemberg (CORDUS in GESNER 1561: 163B); diese Stelle hatte ich damals übersehen. Nicht hier aufgenommen werden können die Arten, die nicht ganz zweifelsfrei geklärt sind, wie beispielsweise der blaublühende Eisenhut, da sowohl *Aconitum napellus* wie *A. variegatum* gemeint gewesen sein können (SEYBOLD 1987).

CORDUS entdeckt die ersten für die Schwäbische Alb charakteristischen Arten. Es sind jetzt auch nicht nur Heilpflanzen, die wichtig sind. Schon zu dieser Zeit werden alle Pflanzenarten, auch die ohne Nutzanwendung interessant. Die Fundnotizen von CORDUS wurden erst 1561 durch GESNER veröffentlicht; als Fundzeit müssen etwa die Jahre 1535 bis 1544 gelten, hauptsächlich wohl das Jahr 1542 (cf. GESNER 1561: 218A).

3.4. LEONHART FUCHS (1501–1566)

Etwa um das Jahr 1540 hatte sich LEONHART FUCHS, angeregt durch das Kräuterbuch von BOCK (STÜBLER 1928: 234), dazu entschlossen, in seinem eigenen schon länger geplanten und im Manuskript fertig vorliegenden Kräuterbuch noch konkrete Fundorte einzufügen.

In der Ausgabe von 1542 werden folgende 28 Arten aus dem Gebiet erwähnt: Steinquendel [*Acinos arvensis*, Nürtingen, cf. SEYBOLD (1987: 149)], Gelber Eisenhut (*Aconitum vulparia*, Farrenberg), Gewöhnliche Ochsenzunge (*Anchusa officinalis*, Tübingen), Gelbe Anemone (*Anemone ranunculoides*, Bebenhausen), Wilde Sellerie (*Apium graveolens*, Bad Cannstatt), Meerrettich (*Armoracia rusticana*, verwildert bei Tübingen), Echter Ziest (*Betonica officinalis*, Rottenburg), Mondraute (*Botrychium lunaria*, Österberg), Schwalbenwurz (*Cynanchum vincetoxicum*, Tübingen), Knolliges Mädesüß (*Filipendula vulgaris*, Österberg), Wald-Goldstern (*Gagea lutea*, Österberg und Bebenhausen), Gelber Enzian (*Gentiana lutea*, Farrenberg), Färberwaid (*Isatis tinctoria*, verwildert bei Tübingen), Märzenbecher (*Leucojum vernum*, Bebenhausen), Türkenbund (*Lilium martagon*, Österberg), Großes Zweiblatt (*Listera ovata*, Österberg), Bärwurz (*Meum athamanticum*, Schwarzwald), Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*, Österberg), Wald-Sauerklee (*Oxalis acetosella*, Österberg), Echter Haarstrang (*Peucedanum officinale*, Spitzberg), Hirschzunge (*Phyllitis scolopendrium*, Farrenberg), Schlangen-Knöterich (*Polygonum bistorta*, Schwarzwald), Stachelbeere (*Ribes uva-crispa*, Tübingen), Blaustern (*Scilla bifolia*, Lustnau, vergleiche SEYBOLD 1987: 149), Fuchs-Kreuzkraut (*Senecio fuchsii*, Ödenburg bei Tübingen), Echter Gamander (*Teucrium chamaedrys*, Neckar und Rottenburg), Thymian (*Thymus pulegioides*, Bebenhausen), Mehlige Königskerze (*Verbascum lychnitis*, Rottenburg). Die Identifizierung dieser Arten ist dank der ausgezeichneten Abbil-

dungen leicht (SPRAGUE & NELMES 1931). Damit sind nun einige wichtigere Arten des mittleren Neckarlandes und der mittleren Schwäbischen Alb bekannt.

FUCHS kannte den Gelben Eisenhut vom Farrenberg. Der lateinische Text ist an dieser Stelle nicht ganz eindeutig; die Ortsangabe wurde daher gelegentlich (DIERBACH 1833: 79, SPRAGUE & NELMES 1931: 578) auf die zweite hier genannte Art bezogen, die Einbeere (*Paris quadrifolia*). Zieht man aber auch die deutsche Ausgabe von FUCHS hinzu, so ist klar, daß sich die Angabe auf den Eisenhut bezieht, obwohl FUCHS dabei den Farrenberg nicht mehr anführt.

Zwei Arten nennt FUCHS für den Schwarzwald, Bärwurz und Schlangen-Knöterich. Diese Angaben könnte er auch von BOCK übernommen haben. Bei einer Zusammenstellung aller Ortsangaben in seinem Kräuterbuch insgesamt fällt aber auf, daß er nur von Gebieten berichtet, die er selbst aus eigener Anschauung kannte. Der Roggen komme zum Beispiel vor im „Rieß und Beyerland". Beim Färberwald nennt er Erfurt und Tübingen. Bei *Myricaria* gibt er „Rhein, Iser und Lech" an. Für den Weinbau nennt er „Francken, Wirtenberger land, am Reinstrom, und Elsas". Außer den Orten in denen er nach bisheriger Kenntnis seines Lebenslaufs gewesen war, sind es dann nur noch solche von Elsaß wie Straßburg, Hagenau oder vom Rhein. Das legt den Verdacht nahe, daß FUCHS selbst vermutlich einmal im Elsaß bzw. in Straßburg oder Hagenau war. In seinem Lebenslauf (STÜBLER 1928) lesen wir allerdings nichts davon. Es hätte aber sehr viel für sich, wenn FUCHS dort gewesen wäre. Denn eine solche Reise wäre sinnvoll gewesen, um die Zusammenarbeit mit dem Formschneider SPECKLIN von Straßburg und vielleicht auch mit dem Verleger ISINGRIN von Basel für das geplante Kräuterbuch zu besprechen. Es ist ja auch schwer vorstellbar, daß ein so großes Unterfangen, ein neues Kräuterbuch mit neuen Bildern herauszugeben, ohne persönliche Kenntnis der Hauptpersonen zustande gekommen sein soll. Auch in Hagenau könnte er gewesen sein, da er dort medizinische Werke verlegen ließ. Jedenfalls würde es gut zu FUCHS passen, daß er nur eigene Kenntnisse weitergegeben hat. Auf dieser Reise zum Beispiel nach Straßburg kann er aber leicht die beiden oben genannten Arten im Schwarzwald selbst gesehen haben. Das paßt alles so gut zusammen, daß eine solche Reise für wahrscheinlich gelten muß.

In der deutschen Ausgabe seines Kräuterbuchs (1543) erwähnt FUCHS weitere Arten für das Gebiet: Gelber Günsel (*Ajuga chamaepitys*, Rottenburg), Krummhals (*Anchusa arvensis*, Rottenburg), Acker-Schwarzkümmel (*Nigella arvensis*, Rottenburg) und Engelsüß (*Polypodium vulgare*, Tübingen, Wöhrd). Die Häufung der Ortsangabe Rottenburg fällt auf. Es scheint, als wäre FUCHS, als er die deutsche Ausgabe seines Kräuterbuchs vorbereitete, also etwa in den Jahren 1542–43 besonders viel in Rottenburg am Neckar gewesen. In der deutschen Ausgabe fehlen aber Fundorte, die er in der lateinischen Ausgabe genannt hatte; so die für *Aconitum vulparia, Anemone ranunculoides, Cynanchum vincetoxicum, Gagea lutea, Gentiana lutea, Listera ovata, Phyllitis scolopendrium, Polygonum bistorta* und *Senecio fuchsii*, oder er veränderte oder verkürzte die Angaben wie bei *Acinos arvensis* und bei *Scilla bifolia*. Die wörtlichen Texte all dieser Ortsnennungen finden sich übrigens auch bei STÜBLER (1953).

In seinem nie gedruckt erschienenen Manuskript (FUCHS ca. 1565, heute in Wien) wiederholt er einen Teil der uns schon bekannten Fundorte; wieder wird aber ein erheblicher Teil der alten Fundorte nicht mehr genannt. Wir erfahren dafür von weiteren, bisher noch nicht genannten wildwachsenden Arten des Gebiets. Von allen liegen Abbildungen vor. Bei den von JERG ZIEGLER oder ALBRECHT MEYER

signierten Zeichnungen lag sicher auch eine Vorlage zugrunde, die von einem Fundort aus der Umgebung Tübingens stammte. Doch sind darunter auch Gartenherkünfte und Bildvorlagen aus anderen Gebieten verwendet worden (SEYBOLD 1990); wir können daher nicht von allen Arten, bei denen kein Ort genannt ist, annehmen, daß FUCHS sie nur aus der Umgebung Tübingens kannte.

In seinem Kräuterbuchmanuskript (FUCHS ca. 1565) werden von FUCHS folgende neuen Angaben gemacht:

In Band 1 (2): 96: Berg-Aster (*Aster amellus*) und Weiden-Alant (*Inula salicina*): „iuxta Tubingam frequentes sunt" (Übersetzt: bei Tübingen häufig). Vom Vorkommen der Berg-Aster bei Tübingen berichtet auch schon CORDUS (Kap. 3.3.). Die Abbildung der Aster (S. 83) ist schon veröffentlicht (FUCHS 1542, 1543: Cap. 73); die des Alants aber nicht; sie trägt das Schleifenmonogramm (S. 89), das man ALBRECHT MEYER zuordnet.

Band 1 (2): 378: Falsche Kamille (*Tripleurospermum inodorum*): „nusquam . . . copiosius quam ad Reutlingae imperialis comitatis moenia" (Übersetzt: nirgends häufiger als an Mauern der Reichsstadt Reutlingen). Die Abbildung (S. 375) ist schon veröffentlicht (FUCHS 1542, 1543).

Band 1 (2): 407: Besenginster (*Cytisus scoparius*); „in ea praeterea sylva, cui a vico Entringa nomen indicatum est, non procul a Tubinga distat magna Genistae frequentia conspicitur." (Übersetzt: Im Entringer Wald nicht weit von Tübingen sieht man den Ginster übrigens in großer Zahl). Die Abbildung (S. 405) ist schon veröffentlicht (FUCHS 1542, 1543).

Band 1 (3): 141: Weber-Karde (*Dipsacus sylvestris*), die wilde weißblühende Art: „in agro Tubingensi satis frequens" (Übersetzt: in der Tübinger Umgebung ziemlich häufig). Die zugehörige Abbildung (S. 137) ist bei FUCHS (1542, 1543) veröffentlicht.

Band 2 (2): 82: Roter Hartriegel (*Cornus sanguinea*): „iuxta Tubingam in dumetis copiosissime gignitur" (Übersetzt: nahe Tübingen in Hecken sehr zahlreich). Die Abbildung der Art (S. 81) ist unveröffentlicht; das Aquarell stammt von JERG ZIEGLER (Abb. 1).

Band 2 (2): 208: Schwarzwerdender Geißklee (*Cytisus nigricans*): „post arvam Tubingensum positis" (Übersetzt: hinter Tübingen). Diesen Fundort kennt auch CORDUS schon (siehe 3.3.). Die Art ist bei FUCHS (S. 215) durch ein noch unveröffentlichtes Aquarell des Künstlers mit dem Schleifenmonogramm (SEYBOLD 1990: Abb. 6b) dargestellt; man weist dieses Signum ALBRECHT MEYER zu.

Band 2 (2): 375: Echter Steinsame (*Lithospermum officinale*): „non procul ab oppido Rotenburgo ad Niceram sito, prope acidum fontem, Au nominatum" (Übersetzt: nicht weit von Rottenburg, bei dem Sauerbrunnen von Au). Die Abbildung (S. 369) findet sich schon bei FUCHS (1542, 1543). Der Fundort von Bad Niedernau besteht wohl noch; er wird noch bei A. MAYER (1950: 386) genannt.

Band 2 (2): 465: Blauroter Steinsame (*Lithospermum purpurocaeruleum):* „prope Nurtingam oppidum agri Wirtembergensis ad Nicerum situm in humido loco nascentem inveni" (Übersetzt: nahe der württembergischen Stadt Nürtingen am Neckar habe ich sie an einem feuchten Ort wachsend gefunden). Nach heutiger Kenntnis muß es sich allerdings um einen Fundort in der weiteren Umgebung von Nürtingen handeln. Die noch unveröffentlichte Abbildung (S. 463) ist nicht signiert.

Band 2 (2): 494: Färber-Wau (*Reseda luteola*): „iuxta moenia oppiduli ducatus Wirtembergensis quod Herrenbergam nominat" (Übersetzt: nahe den Mauern des Städtchens Herrenberg im Herzogtum Württemberg). Die noch unveröffentlichte Abbildung (S. 497) stammt von JERG ZIEGLER.

Band 2 (3): 333: Sibirische Schwertlilie (*Iris sibirica*): „in quibusdam humidis pratis prope Stutgardiam oppidum Ducatus Wirtembergensis et multis aliis locis Rheno aditerentibus provenit" (Übersetzt: auf gewissen feuchten Wiesen bei Stuttgart und vielen anderen rheinnahen Orten). Die zugehörige, noch unveröffentlichte Abbildung (S. 327), die schon verwelkte Blüten zeigt, stammt vom Künstler mit dem Schleifenmonogramm, den man als ALBRECHT MEYER bezeichnet (Abb. 2).

Band 2 (3): 425: Bleiches Knabenkraut (*Orchis pallens*): „non nisi semel . . . per alpis suevicas . . . vidi" (Übersetzt: habe ich nur einmal gefunden, als ich durch die Schwäbische Alb reiste). Die Abbildung (S. 465) ist unsigniert. Sie ist schon bei SEYBOLD (1986) publiziert.

Abb. 1–3. Aus L. Fuchs (ca. 1565), Österreichische Nationalbibliothek, Wien. – 1. Roter Hartriegel (*Cornus sanguinea*) aus Band 2 (2): 81, „Cornus foemina sylvestris Theophrasti, Deß Theophrast wilder dirlaßbaum"; gezeichnet von Jerg Ziegler; – 2. Sibirische Schwertlilie (*Iris sibirica*) aus Band 2 (3): 327, „Gladiolus palustris coeruleus, Blau wasser schwertlin"; gezeichnet von Albrecht Mayer. – 3. Deutscher Ziest (*Stachys germanica*) aus Band 3 (2): 357, „Stachys germanica seu purpurea, Teutsch oder brauner Andorn"; gezeichnet wohl von Jerg Ziegler.

Band 3 (2): 281: Eibe (*Taxus baccata*): „sylva non procul a Geislingae oppido distante" (Übersetzt: im Wald nicht weit von Geislingen). Die noch unveröffentlichte Abbildung (S. 283) stammt von JERG ZIEGLER, dem anscheinend nur benadelte Zweige ohne Blüten oder Früchte vorlagen. Vielleicht hat H. HARDER aus Geislingen diese Zweige an FUCHS gesandt. Das könnte in den Jahren 1562–66 gewesen sein. Aber FUCHS erwähnt den Namen nicht. Die Eibe als Waldbaum findet natürlich bei FUCHS nicht ihren ältesten Nachweis. Ortsnamen wie Eybach bei Geislingen oder die Yburg bei Baden-Baden oder bei Kernen im Remstal weisen auf die Art hin. Sie sind naturgemäß wesentlich älter. Eybach beispielsweise ist mindestens schon in einer Urkunde vom 23. 2. 1291 genannt (SCHMOLZ 1971: 112).

Band 3 (2): 352: Deutscher Ziest (*Stachys germanica*): „Tubingae quidem copiose nascitur" (Übersetzt: kommt bei Tübingen zahlreich vor). Die noch unveröffentlichte Abbildung (S. 357) könnte von JERG ZIEGLER stammen, doch ist sein Monogramm angeschnitten und nicht ganz sicher zu erkennen (Abb. 3).

Band 3 (2): 428: Echter Beinwell (*Symphytum officinale*): „Tubingense agro praeter candidum nullum invenitur" (Übersetzt: in der Tübinger Umgebung findet man ihn nur weißblühend). Die Abbildung (S. 425) findet sich schon bei FUCHS (1542, 1543).

3.5. CONRAD GESNER (1516–1565) und JOHANN BAUHIN (1541–1612)

CONRAD GESNER hat als Botaniker in Zürich mit sehr vielen Zeitgenossen Kontakt gehabt. In seiner Historia Plantarum (1972–80), die erst in den letzten Jahren durch H. ZOLLER, M. STEINMANN und K. SCHMID genauer analysiert und als Faksimile herausgebracht wurde, finden sich auch einige wenige Funde aus Tübingen. GESNER war im April 1559 selbst einmal in Tübingen gewesen. In der genannten Ausgabe findet sich (Band 5, Tafel 5, 1978) zur Einknolle (*Herminium monorchis*) der Hinweis: „Flos est simili Tragorchi, qui non procul Tubinga gravi odore nascitur"; übersetzt: Die Blüte ähnelt der Tragorchis, die stark duftend nicht weit von Tübingen vorkommt. Mit Tragorchis hat GESNER keine andere Art gemeint als *Herminium* (KÜNKELE 1987: 243). Auch FUCHS kannte diese Orchidee, denn er schreibt von ihr (SEYBOLD 1986: 48): „Satyrium trifolium odoratum germanicumve" komme in Deutschland an vielen Orten vor. Er nennt nur nicht den Ort Tübingen.

Ferner findet sich hier eine Angabe für den *Sichelklee (*Medicago falcata*, 1987: 73, Blatt 187 recto = 187A) und für die Goldaster (*Aster linosyris*, 1991: 33, Blatt 264 verso = 264B). Die letztere Art erhielt GESNER von J. BAUHIN. Dieser war im Jahre 1560 in Tübingen (FUCHS-ECKERT 1977: 20), so daß das Datum September (Blütezeit!) 1560 als Funddatum gelten kann. Diese Angabe wird auch von J. BAUHIN selbst in seiner Historia plantarum universalis bestätigt [3 (1): 151, 1651 „Tubingae vidimus mense Septembri florentem"; übersetzt: haben wir im September blühend bei Tübingen gesehen]. Für den Sichelklee liegt damit ein älterer Erstnachweis vor als bei SEBALD et alii [1992 (3): 403] angegeben.

Auch bei J. BAUHIN et alii (1650–51) finden sich noch mehrfach Pflanzenangaben von Tübingen. Sie könnten zum Teil oder ganz aus seiner kurzen Studienzeit dort (1560) stammen. Wenigstens bei vier Arten ist dieses Funddatum sicher. Bei der Skabiosen-Flockenblume (*Centaurea scabiosa*) schreibt er [3 (1): 33, 1651]: „Centaurium . . . Fuchsius cum apud eum essem vocabat Scabiosam . . . vidi Tubingae" (Übersetzt: Fuchs nannte das Centaurium, als ich bei ihm war, Scabiosa, ich sah es bei Tübingen). Beim Scharfen Berufkraut (*Erigeron acris*) heißt es (2: 1043, 1650): „Cum essem Tubingae, Fuchsius vocabat Conyzam minorem"; übersetzt: als ich in Tübingen war, nannte es FUCHS Conyza minor. Ähnlich berichtet BAUHIN bei der Färberscharte [*Serratula tinctoria*, 3 (1): 24, 1651] und beim Deutschen Enzian [*Gentianella germanica*, 3 (2): 526, 1651]. Diese 4 Arten sah also BAUHIN im Jahr 1560 in

Tübingen, wohl auf einer Exkursion im Spätsommer bis Herbst gemeinsam mit FUCHS.

Eine weitere Quelle von Angaben GESNERS findet sich unter dem Titel „Horti Germaniae" in derselben Schriften-Sammlung (GESNER 1561), in der auch die Notizen des CORDUS von ihm veröffentlicht wurden. Wir finden hier Anmerkungen zur *Großen Sternmiere (*Stellaria holostea*), zu der er schreibt (GESNER 1561: 261A) „circa Tubingam florens vidi", übersetzt: habe ich um Tübingen herum blühend gesehen. Dies war wohl während seines Besuchs im April 1559. Das ist nun der älteste Nachweis der Art bei uns; der bei SEBALD et alii [1990 (1): 388] angegebene ist nun zu korrigieren. Bei diesem Aufenthalt in Tübingen wird GESNER auch mit FUCHS zusammengetroffen sein; dies muß man annehmen, auch wenn es sonst keinen Hinweis für dieses Treffen gibt.

GESNER berichtet weiter vom Bruchkraut (*Herniaria* spec. . ., „in ripis Rheni infra Brisacum vidi", übersetzt: am Rheinufer unterhalb Breisach, GESNER 1561: 261B), von der *Besenrauke (*Descurainia sophia*, Württemberg) und vom Pontischen Beifuß (*Artemisia pontica*, „sponte provenit Tubingae", übersetzt: kommt wild bei Tübingen vor, 289B). Daß die Besenrauke zahlreich bei Tübingen vorgekommen ist, wissen wir auch aus einem Brief GESNERS an J. BAUHIN vom 21. 10. 1560, in dem er diesen bittet, ihm Samen der Pflanze zu schicken (J. BAUHIN 1591: 99). Auch BAUHIN selbst (2: 887, 1650) nennt die Art von Tübingen. Diese Angaben sind alle älter als die bei SEBALD et alii [1990 (2): 189] angeführte. Auch beim Bruchkraut liegt hier eine weit ältere Angabe vor als bisher [SEYBOLD 1990 (1): 417], wenn auch die Artbestimmung offen bleiben muß. Von einer *Artemisia*-Art, vielleicht *A. abrotanum*, die GESNER nennt, ist die Bestimmung nicht gesichert (1561: 243B: „Nuper in Sueviae parte ad Hercyniam sylvam non procul Rotevilla . . . speciem alteram inveni", übersetzt: Neulich fand ich in Schwaben nicht weit von Rottweil gegen den Schwarzwald eine andere Art).

3.6. HIERONYMUS HARDER (1523–1607)

BAUMANN, KÜNKELE & LORENZ (1989: 450–457, 582–583) wiesen nach, daß die Abbildung des Frauenschuh (*Cypripedium calceolus*) bei DODOENS (1568: 77) nach einem Exemplar aus Württemberg, wohl von Geislingen-Bad Überkingen entstand. Die Finder waren wohl ADOLPH OCCO III. (1524–1606) und HIERONYMUS HARDER. GESNER berichtet in einem Brief vom 5. 11. 1564 darüber (WOLFF 1577: 96B). Die Pflanze wurde also schon vor 1564 gefunden.

HARDER legte die ältesten Herbarien mit Pflanzen aus unserem Gebiet an, die noch erhalten sind. Über sie gibt es eine Reihe von Veröffentlichungen. Sein Anfangsherbar aus dem Jahr 1562 wurde durch W. ZIMMERMANN (1936–37) analysiert. Diese wichtige Veröffentlichung ist mir leider erst vor kurzem bekannt geworden. Aus der Gesamtschau der Arten ergibt sich, daß HARDER zuerst praktisch ausschließlich im Gebiet zwischen Geislingen und Ulm botanisierte. Wir dürfen also auch von den Arten annehmen, bei denen er keinen Fundort angibt, daß er sie im Gebiet gesammelt hat. Nur eine Art, das Kriechende Gipskraut (*Gypsophila repens*), die er wohl nicht im Gebiet gesammelt hat und wenige andere Arten, die er vielleicht im Garten gepflanzt hatte, müssen wir ausschließen. Dadurch erhalten wir insgesamt aber den Grundstock an häufigen Arten der Flora der Schwäbischen Alb.

Bei ein paar Arten sind Fundorte angeführt, so für den Märzenbecher (*Leucojum vernum*) „auch hinder überkingen zwischen denn bergen in ainem gesteud vnd an

vorgemelter thierhalden"; für das *Leberblümchen (*Hepatica nobilis*, Lonetal und Geislingen) „zuo kaltenburg an denn bergen, vnd auff dem tegelberg zu geislingen", die *Zwiebel-Zahnwurz (*Dentaria bulbifera*, Bad Überkingen) „in dem wald in der aw", den Teufelsabbiß (*Succisa pratensis*, Kuchen) „im wald vnder kuochen zwischen denn bergen hunden", den Rainfarn (*Tanacetum vulgare*, zwischen Kuchen und Gingen) „vnder kuochen auff gingen zuo", die *Kleine Wiesenraute (*Thalictrum minus*) „am tegelberg vnd andern berg vor überkingen" und das *Breitblättrige Laserkraut (*Laserpitium latifolium*) „zwischen amstetten vnd tirckheim auff der alp".

Alle anderen 258 Arten sind ohne konkreten Fundort. Sie seien hier für das Gebiet Geislingen-Ulm angeführt, Fundzeit um 1562. Weggelassen wurden aber die Arten mit noch älteren Nachweisen, die schon weiter oben genannt wurden. Die mit * bezeichneten Arten haben nun hier einen älteren Erstnachweis als bisher bei SEBALD et alii (1990, 1992) angegehen. Die Arten sind:

*Achillea millefolium, *Actaea spicata, *Adonis aestivalis, *Aethusa cynapium, *Agrostemma githago, Agrostis tenuis, Ajuga genevensis, A. reptans, *Alchemilla vulgaris* agg., *Alisma plantago-aquatica* agg., *Alliaria petiolata, *Amelanchier ovalis, *Anagallis arvensis, *Anemone nemorosa, *Angelica sylvestris, Anthemis arvensis, A. cotula, Anthericum ramosum, *Anthriscus sylvestris, *Anthyllis vulneraria, Arctium tomentosum, Artemisia vulgaris, Arum maculatum, *Asarum europaeum, Asperula arvensis, A. cynanchica, *Asplenium fontanum, *A. ruta-muraria, *A. trichomanes, *Astragalus glycyphyllos, Bellis perennis, *Berula erecta, Brachypodium pinnatum, Buphthalmum salicifolium, *Bupleurum rotundifolium, *Caltha palustris, Calystegia sepium, *Camelina sativa, Campanula glomerata, C. rotundifolia, C. trachelium, *Capsella bursa-pastoris, *Cardamine pratensis, *Cardaminopsis arenosa, Carduus crispus, Carlina vulgaris, Centaurea cyanus, C. jacea, C. montana, Centaurium erythraea, *Chaerophyllum bulbosum, *Chelidonium majus, *Chenopodium album, *C. polyspermum, *Chrysosplenium alternifolium, Cichorium intybus, *Circaea lutetiana, *Clematis vitalba, Clinopodium vulgare, *Consolida regalis, Convallaria majalis, Convolvulus arvensis, *Corydalis cava, *Cotoneaster integerrimus, Crepis capillaris, Cruciata laevipes, *Daucus carota, *Dianthus carthusianorum, *D. superbus, Digitalis grandiflora, Dipsacus pilosus, *Draba aizoides, *Dryopteris filix-mas, Echinochloa crus-galli, Echium vulgare, *Epilobium montanum, *E. palustre, Epipactis atrorubens, *Equisetum arvense, Erigeron annuus* agg., *Eupatorium cannabinum, *Euphorbia amygdaloides, *E. cyparissias, *E. exigua, *E. helioscopia, *Falcaria vulgaris, Filago arvensis, *Filipendula ulmaria, *Fragaria vesca, *Fumaria officinalis, Galeopsis angustifolia, G. tetrahit, Galium aparine, G. mollugo* agg., *G. odoratum, G. palustre, G. sylvaticum, G. verum, *Genista sagittalis, *G. tinctoria, Gentiana cruciata, *Geranium columbinum, *G. dissectum, *G. robertianum, *Geum urbanum, Glechoma hederacea, Glyceria plicata, *Gymnocarpium robertianum, *Hedera helix, *Helianthemum nummularium* agg., *Heracleum sphondylium, Hieracium sylvaticum, *Hippocrepis comosa, Hyoscyamus niger, *Hypericum montanum, *H. perforatum, *H. pulchrum, *Impatiens noli-tangere, Inula conyzae, Juncus bufonius, Kickxia spuria, Knautia arvensis, Lactuca serriola, Lamiastrum galeobdolon* agg., *Lamium album, L. maculatum, *Lathyrus aphaca, *L. linifolius, *L. sylvestris, *L. tuberosus, Leontodon hispidus, Leucanthemum vulgare* agg., *Linaria vulgaris, *Linum tenuifolium, Lithospermum arvense, Lolium perenne, *Lotus corniculatus, *Lychnis flos-cuculi, Lycopus europaeus, *Lysimachia nemorum, *L. nummularia, *L. vulgaris, *Lythrum salicaria, Maianthemum bifolium, *Malva alcea, *M. sylvestris, *Medicago lupulina, Melampyrum cristatum, M. pratense, *Melilotus officinalis, Mentha aquatica, M. arvensis, M. longifolia, Menyanthes trifoliata, *Mercurialis perennis, Mycelis muralis, Myosotis palustris* agg., *Nasturtium officinale* agg., *Neslia paniculata, *Ononis spinosa, Origanum vulgare, *Orlaya grandiflora, Orobanche minor, *Orthilia secunda, *Papaver rhoeas, Paris quadrifolia, *Parnassia palustris, *Peucedanum cervaria, Phleum pratense, Picris hieracioides, *Pimpinella major, Plantago media, Poa annua, *Polygala vulgaris, Polygonatum multiflorum, P. odoratum, P. verticillatum, *Polygonum aviculare* agg., *P. hydropiper, *P. persicaria, *Potentilla anserina, *P. erecta, *P. palustris, *P. reptans, Prenanthes purpurea, Prunella*

*grandiflora, P. vulgaris, Pulicaria dysenterica, Pulmonaria obscura, *Pulsatilla vulgaris, *Pyrola rotundifolia, *Ranunculus acris, *R. ficaria, *R. repens, *Raphanus raphanistrum, *Reseda lutea, *Rorippa sylvestris, *Rubus fruticosus* agg., **Rumex crispus, *R. obtusifolius, Sagittaria sagittifolia, Salvia pratensis, Sambucus ebulus, *Sanguisorba minor, *S. officinalis, *Sanicula europaea, *Saponaria officinalis, *Saxifraga granulata, Scabiosa columbaria, Scrophularia nodosa, *Sedum acre, *S. album, Senecio jacobaea, S. sylvaticus, *Silene dioica, *S. latifolia* ssp. *alba, *S. vulgaris, *Sisymbrium officinale, Solanum dulcamara, S. nigrum, Solidago virgaurea, Stachys palustris, S. recta, S. sylvatica, *Stellaria graminea, Tanacetum corymbosum, Teucrium botrys, T. montanum, *Thesium bavarum, *Thlaspi arvense, *Thymelaea passerina, *Torilis japonica, Tragopogon pratensis* agg., **Trifolium alpestre, *T. arvense, *T. aureum, *T. pratense, *T. rubens, *Turgenia latifolia, Tussilago farfara, *Urtica urens, Valeriana officinalis* agg., *Valerianella dentata, Verbascum nigrum, Verbena officinalis, Veronica beccabunga, V. chamaedrys, V. officinalis, V. polita, V. teucrium, V. triphyllos, *Vicia cracca, *V. sepium, *V. tetrasperma, Vinca minor, *Viola hirta, *Viola palustris, *V. tricolor* agg.

4. Ausblick

In unserer Darstellung sind nun bis zur Mitte des 16. Jahrhunderts, genauer bis 1566, dem Todesjahr von Leonhart Fuchs, insgesamt 356 Arten für das Gebiet genannt, wieder ohne Berücksichtigung der Bäume in mittelalterlichen Urkunden oder Ortsnamen. Den Hauptanteil der Nachweise verdanken wir dem Amateurbotaniker Hieronymus Harder. Seine in den anschließenden Jahren entstandenen Herbarien enthalten Nachweise für weitere mehrere hundert Arten. Es folgt damit die Epoche der Schüler der Väter der Botanik: mit Johann Bauhin als Schüler von Gesner und Fuchs und mit Jakob Theodor als Schüler von Bock. Johann Bauhin, Jakob Theodor und Caspar Bauhin haben ebenfalls wesentlich zur Entdeckung der Pflanzen in Baden-Württemberg beigetragen. Der wichtigste unter ihnen ist aber Johann Bauhin. Er weist in seiner „Historia novi et admirabilis fontis balneique Bollensis (1598)", der ersten Flora eines kleineren Gebiets bei uns, noch zahlreiche Arten neu nach, obwohl der größte Teil schon in den nur wenige Jahre älteren Herbarien Harders belegt ist. Weitere Arten findet man auch in seiner „Historia plantarum universalis" (J. Bauhin et alii 1650–51), deren Fundangaben weitgehend aus dem 16. Jahrhundert stammen. Schon Johann Bauhins Beiträge allein erfordern eigentlich eine eigene Besprechung, die hier nicht mehr angeschlossen werden kann. Zusammen mit den bei Theodor erstmals genannten Arten, mit weiteren Arten bei Nicolaus Ager (1595), bei Caspar Bauhin und mit dem Herbarium des Johann Jacob Han in Überlingen kommen wir insgesamt bis zum Ende des 16. Jahrhunderts auf eine Zahl von fast 800 nachgewiesenen Farn- und Blütenpflanzen. Dies sind rund 40% der Flora Baden-Württembergs. Der hohe Anteil beweist, wie gut die Durchforschung unseres Landes im 16. Jahrhundert begonnen hatte. Es gibt wenige Gebiete, die in dieser Zeit ebensogut erforscht waren wie Südwestdeutschland. Doch setzt sich diese Tradition leider nicht fort. Es folgt ein großer Einschnitt, sicher zusammenhängend mit dem Dreißigjährigen Krieg und seinen Folgen. Erst etwa 100 Jahre später wird mit Duvernoy (1722) und Leopold (1728) die botanische Erforschung unseres Landes wieder aufgenommen.

5. Literatur

Bauhin, J. (1591): De plantis a divis sanctive nomen habentibus . . . Additae sunt Conradi Gesneri . . . epistolae. – 163 S.; Basel (C. Waldkirch).

– (1598): Historia novi et admirabilis fontis balneique Bollensis . . .; Montbeliard.

BAUHIN, J., J. H. CHERLER & D. CHABREY (1650–51): Historia plantarum universalis nova et absolutissima . . . – Band **1**, VIII + 602 + 440 S. + Index, 1650; – Band **2**, 1074 S.; – **3**, 212+882 S., 1651; Yverdon.

BAUMANN, H., S. KÜNKELE & R. LORENZ (1989): Die nomenklatorischen Typen der von LINNAEUS veröffentlichten Namen europäischer Orchideen. – Mitt.Bl. Arbeitskr. heim. Orch. Baden-Württ. **21** (3): 355–700; Tübingen.

BOCK, H. (1531): Hieronymi Tragi Medici, Herbarum aliquot dissertationes et censurae. – *In*: BRUNFELS, O.: Novi Herbarii tomus **2**, 1531b.

– (1539): New Kreütter Buch von underscheydt würckung und namen der Kreütter so in Teütschen Landen wachsen. – 174 + 88 Bl. + Register; Straßburg (W. Rihel).

– (1546): Kreüter Buch . . . – 353 + 71 Bl. + Register; Straßburg (Rihel). – (1551): Kreuterbuch . . ., Straßburg (Rihel). – (1577): Kreüter Buch . . . – LX + 451 Bl. + Index; Straßburg (Rihel). – (1595): Kreütterbuch . . . bearbeitet von M. SEBIZ & N. AGER. – 470 Bl. + Register; Straßburg (Rihel).

BRUNFELS, O. (1530a–36a): Herbarum vivae eicones ad naturae imitationem . . . – Teil **1**, 266 Bl., 1530; – Teil **2**, mit: De vera Herbarum cognitione Appendix . . . – 90 + 199 Bl., 1531; – Teil **3**, 240 Bl., 1536; Straßburg (Schott).

– (1532b–37b): Contrafayt Kreüterbuch . . . – Teil 1–3, 332 S. + 173 S.; Straßburg (Schott).

DIERBACH, J. H. (1825–33): Beiträge zu Deutschlands Flora gesammelt aus den Werken der ältesten deutschen Pflanzenforscher. – Teil **1**, 130 S.; Heidelberg (K. Groos) 1825; – **2**. Teil, 94 S.; Heidelberg & Leipzig 1828; – **3**. Teil, 94 S.; Heidelberg 1830; – **4**. Teil, 164 S.; Heidelberg 1833.

DODOENS, R. (1568): Florum, et coronariarum odoratarumque nonnullarum herbarum historia. – 308 S. (n. v.); Antwerpen (C. Plantin).

DUVERNOY, J. G. (1722): Designatio plantarum circa Tubingensem Arcem florentium . . . – 154 S.; Tübingen (G. F. Pflick).

EBEL, H. (1940): Der „Herbarius communis" des HERMANNUS DE SANCTO PORTU und das „Arzneibüchlein" des CLAUS VON METRY. – Texte Unters. Gesch. Naturw. **1**: I–XXII, 1–71 S.; Würzburg.

FUCHS, L. (1542): De Historia stirpium Commentarii . . . – 28 + 896 + 4 S.; Basel (Isingrin). – (1543): New Kreüterbuch . . . – 346 Cap.; Basel (Isingrin). – (ca. 1565): Commentariorum de Historia stirpium valde illustrium, 3 Bände. Manuskript. – Cod. 11117–11125, Österreichische Nationalbibliothek; Wien.

FUCHS-ECKERT, H. P. (1977): Die Familie BAUHIN in Basel. – Bauhinia **6**: 13–48; Basel.

GESNER, C. (1561): Sammelband mit VALERII CORDI Simesusii Annotationes in Dioscorides . . . libros V, . . . Historiae stirpium libri IV . . . Sylva observationum, und De hortis Germaniae liber recens . .; Straßburg (J. Rihel).

– (1972–80): CONRADI GESNERI Historia plantarum (hersg. H. ZOLLER, K. STEINMANN & K. SCHMID): Teil **1**, 1972; – **2**, 1973; – **3**, 1974; – **4**, 1976; – **5**, 1978; – **6**, 1979; – **7**, 1979; – **8**, 1980; Dietikon (Urs Graf).

HAEUPLER, H. & P. SCHÖNFELDER (1988): Atlas der Farn- und Blütenpflanzen der Bundesrepublik Deutschland. – 768 S.; Stuttgart (E. Ulmer).

HEGI, G. (1926): Illustrierte Flora von Mitteleuropa. – Band **V.2**, 1562 S.; München (C. Hanser).

HOPPE, B. (1969): Das Kräuterbuch des HIERONYMUS BOCK. Wissenschaftliche Untersuchung. Mit einem Verzeichnis sämtlicher Pflanzen des Werkes, der literarischen Quellen der Heilanzeigen und der Anwendungen der Pflanzen. – VIII + 421 S.; Stuttgart (A. Hiersemann).

KÜNKELE, S. (1987): Beiträge zur Geschichte der europäischen Orchideen. I. LEONHART FUCHS, der Vater der Väter der Botanik. – MittBl. Arbeitskr. heim. Orch. Baden-Württ. **19** (2): 197–383; Tübingen.

LEOPOLD, J. D. (1728): Deliciae sylvestres florae Ulmensis oder Verzeichnuß deren Gewächsen . . . – 180 S.; Ulm (J. G. Wohler).

MAYER, A. (1950): Exkursionsflora von Südwürttemberg und Hohenzollern. – LXXII + 527 S.; Stuttgart (Wiss. Verlagsges.).

MEYER, E. H. (1857): Geschichte der Botanik. Studien. – Band **4**, 451 S.; Königsberg (Bornträger).

ROTH, F. W. E. (1899): HIERONYMUS BOCK, gen. TRAGUS, Prediger, Arzt und Botaniker (1498 bis 1554). Nach seinem Leben und Wirken dargestellt. – Mitt. hist. Ver. Pfalz **23**: 25–74.

RYTZ, W. (1933): Das Herbarium FELIX PLATTERS. Ein Beitrag zur Geschichte der Botanik des XVI. Jahrhunderts. – Verh. naturf. Ges. Basel **44** (1): 1–222; Basel.

SCHMOLZ, H. (1971): Eybach, der Ort unter dem Himmelsfelsen. – Helfenstein **18**: 109–116; Geislingen/Steige.

SEBALD, O., S. SEYBOLD & G. PHILIPPI (1990, 1992): Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs. – Band **1**, 613 S.; – **2**, 442 S., 1990; – **3**, 483 S., – **4**, 362 S., 1992; Stuttgart (E. Ulmer).

SEYBOLD, S. (1983): Orchideenfundangaben aus dem sechzehnten Jahrhundert. Der Beginn der Floristik in Baden-Württemberg. – MittBl. Arbeitskr. heim. Orch. Baden-Württ. **15** (4): 479–502; Tübingen.

– (1986): Die Orchideen des LEONHART FUCHS. – 135 S.; Tübingen.

– (1987): VALERIUS CORDUS (1515–1544), einer der frühesten Floristen in Südwestdeutschland. – Jh. Ges. Naturk. Württ. **142**: 143–155; Stuttgart.

– (1990): LUCA GHINI, LEONHARD RAUWOLFF und LEONHART FUCHS. Über die Herkunft der Aquarelle im Wiener Kräuterbuchmanuskript von FUCHS. – Jh. Ges. Naturk. Württ. **145**: 239–264; Stuttgart.

SPENNER, F. C. L. (1825–29): Flora Friburgensis et regionum proxime adjacentium. – Band **1**, 1825; – Band **2**, 1826; – Band **3**, 1829, 1088 S.; Freiburg (F. Wagner).

SPRAGUE, T. A. & E. NELMES (1931): The herbal of LEONHART FUCHS. – J. Linn. Soc. (Botany) **48**: 545–642; London.

STOFFLER, H. D. (1978): Der Hortulus des WALAHFRID STRABO. Aus dem Kräutergarten des Klosters Reichenau. – 102 S.; Sigmaringen (Thorbecke).

STÜBLER, E. (1928): LEONHART FUCHS, Leben und Werk. – Münch. Beitr. Gesch. Lit. Naturw. Med. **13/14**: 158–299; München.

– (1953): LEONHART FUCHS und die Pharmakognosie. – Beitr. württ. Apothekengesch. **2** (2): 37–40; Tübingen.

WOLFF, C. (1577): Epistolarum medicinalium CONRADI GESNERI . . . – libri **3**, 8 + 140 + 28 Bl.; Zürich (C. Froschauer).

ZIMMERMANN, W. (1941): Deutungen einiger Pflanzen bei KLAUS VON METRY: *Serpentaria, Sideron, Edrica.* – Oberdeutsch. Zeitschr. Volkskunde **15**: 121–125.

– (1944): Erwähnung zweier Feldbergpflanzen im 15. Jahrhundert. – Mitt. Bad. Landesver. Naturk. **4**: 413–417; Freiburg i. B.

– (1936–37): Das Anfangsherbarium des HIERONYMUS HARDER. – Süddt. ApothZtg. **76** (64): 693–695, 1936; – **77** (86): 834–836, 1937; – **77** (87): 845–846, 1937; – **77** (88): 852–855, 1937; Stuttgart.

Anschrift des Verfassers:

Prof. Dr. SIEGMUND SEYBOLD, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum am Löwentor), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde

Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, 70191 Stuttgart

SMITHSONIAN DEC 01 1994 LIBRARIES

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 515	32 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Anmerkungen zur Moosflora des Schwäbisch-Fränkischen Waldes und angrenzender Gebiete (Deutschland: Baden-Württemberg)

Remarks on the Bryophyte Flora of the Schwäbisch-Fränkischer Wald and Adjoining Regions (Germany: Baden-Württemberg)

Von Martin Nebel, Stuttgart

Mit 22 Abbildungen

Summary

The paper contains annotated records of Mosses and Liverworts from the Schwäbisch-Fränkischer Wald in the Northeast of Baden-Württemberg and adjoning regions. 30 species are treated, 14 of which are recorded for the first time in the Schwäbisch-Fränkischer Wald, one is new for Baden-Württemberg. Details are given on distribution (partly with maps), ecology, phytogeography, endangering and protection. In the steep wooded gorges oceanic climate prevails, accentuated by the specific ecological situation on the outcropping sandstones, which is the main reason for the occurence of many of these species.

Zusammenfassung

Die Arbeit enthält eine erläuterte Zusammenstellung von Laub- und Lebermoosen mit Fundortsangaben aus dem im Nordosten Baden-Württembergs gelegenen Schwäbisch-Fränkischen Wald und angrenzender Gebiete. Sie behandelt 30 Arten, von denen 14 erstmals im Schwäbisch-Fränkischen Wald nachgewiesen wurden; eine Art ist neu für Baden-Württemberg. Die Texte umfassen Angaben zur Verbreitung (teilweise mit Karten), Ökologie, Pflanzengeografie, Gefährdung und Schutz. In den tief eingeschnittenen Waldschluchten herrscht ein ozeanisch geprägtes Klima, das durch die besonderen Substrat-Eigenschaften der dort anstehenden Sandsteine noch verstärkt wird und wesentlich für das Vorkommen vieler dieser Arten verantwortlich ist.

Inhalt

1. Einleitung 1
2. Untersuchungsgebiet 3
2.1. Lage und Geologie 3

2.2. Klima 4
2.3. Standortsverhältnisse in den Klingen 4
3. Behandelte Arten 5
3.1. Lebermoose 5
3.1.1. *Bazzania flaccida* (Dum.) Grolle 5
3.1.2. *Calypogeia arguta* Nees & Mont. 5
3.1.3. *Cephalozia pleniceps* (Aust.) Lindb. 6
3.1.4. *Cololejeunea calcarea* (Libert) Schiffn. 6
3.1.5. *Diplophyllum obtusifolium* (Hook.) Dum. 6
3.1.6. *Geocalyx graveolens* (Schrad.) Nees 8
3.1.7. *Metzgeria temperata* Kuwah. 10
3.1.8. *Nardia scalaris* S. Gray 10
3.1.9. *Riccardia chamedryfolia* (With.) Grolle 12
3.1.10. *Scapania umbrosa* (Schrad.) Dum. 12
3.1.11. *Scapania undulata* (L.) Dum. 12
3.2. Laubmoose 13
3.2.12. *Amblystegium humile* (P. Beauv.) Crundw. 13
3.2.13. *Brachythecium plumosum* (Hedw.) B. S. G. 14
3.2.14. *Bryoerythropyllum ferruginascens* (Stirt.) Giac. 14
3.2.15. *Campylopus introflexus* (Hedw.) Brid. 15
3.2.16. *Hookeria lucens* (Hedw.) Sm. 15
3.2.17. *Hypnum pratense* (Rabenh.) W. Koch 18
3.2.18. *Neckera pumila* Hedw. 18
3.2.19. *Philonotis caespitosa* Jur. 20
3.2.20. *Polytrichum alpinum* Hedw. 20
3.2.21. *Racomitrium affine* (Schleich.) Lindb. 21
3.2.22. *Racomitrium canescens* (Hedw.) Brid. 21
3.2.23. *Racomitrium elongatum* Frisvoll 22
3.2.24. *Rhynchostegiella jacquinii* (Garov.) Limpr. 24
3.2.25. *Rhytidiadelphus subpinnatus* (Lindb.) T. Kop. 24
3.2.26. *Scorpidium scorpioides* (Hedw.) Limpr. 25
3.2.27. *Sematophyllum demissum* (Wils.) Mitt. 25
3.2.28. *Sphagnum russowii* Warnst. 26
3.2.29. *Sphagnum teres* Aongstr. 27
3.2.30. *Tetrodontium brownianum* (Dicks.) Schwaegr. 28
4. Literatur 30

1. Einleitung

Anlaß für diese Arbeit waren zum einen eine Reihe von Neufunden und wichtige Ergänzungen der Verbreitungsbilder, zum anderen die Tatsache, daß durch die Aufarbeitung der Moos-Sammlungen im Naturkundemuseum Stuttgart zahlreiche Herbarien, darunter die von F. Hegelmaier und K. Bertsch, zum erstenmal oder nach langer Zeit wieder für eine Bearbeitung zur Verfügung standen. Zahlreiche Angaben sind im Rahmen des Projekts „Artenschutzprogramm Baden-Württemberg, Teil Moose" erhoben worden, das seit 1988 im Auftrag der Landesanstalt für Umweltschutz durchgeführt wird.

Der Schwäbisch-Fränkische Wald lag bei der bryologischen Erforschung des Landes „im Schatten" von Schwarz- und Odenwald. Während diese schon früh erforscht wurden, blieben die Sandsteine des Keuperberglandes weitgehend unbeachtet. Lediglich der Schönbuch ist durch seine Nähe zur Universität Tübingen vor allem durch Hegelmaier und später durch Düll (mit zahlreichen Funden von K. H. Harms) vergleichsweise gut bearbeitet worden. Erste umfangreichere Aufsammlungen aus dem Schwäbischen-Fränkischen Wald hat C. A. Kemmler in seiner

Zeit als Pfarrer in Untersontheim (1847–63) gemacht. HEGELMAIER hat diese Funde (viele Belege befinden sich in seinem Herbar) in seine Veröffentlichungen aufgenommen. Schon damals zeigte sich, daß eine Reihe von Arten in Württemberg auf unser Gebiet beschränkt ist oder hier ihren Verbreitungsschwerpunkt hat. HERTER hat dann wenige Jahre später noch einige Angaben aus der Umgebung von Schwäbisch Gmünd beigetragen. In neuerer Zeit haben sich durch die pflanzensoziologisch-ökologische Untersuchungen von D. RODI auch eine Reihe floristisch bemerkenswerter Funde ergeben. Alle zitierten Belege befinden sich in den Herbarien der Naturkundemuseen in Stuttgart (STU) und Karlsruhe (KR) oder in den entsprechenden Privatherbarien.

Dank

Die Landesanstalt für Umweltschutz Baden-Württemberg hat die Veröffentlichung der eigenen von April 1988 bis März 1989 sowie einiger von Herrn M. SAUER im Rahmen von Werkverträgen erhobenen Daten genehmigt. Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. G. PHILIPPI (Karlsruhe) und Herrn M. SAUER (Reutlingen-Reicheneck) für zahlreiche Hinweise, Fundangaben und die Durchsicht des Manuskriptes. Herr Prof. Dr. R. DÜLL (Bad Münstereifel), Herr Dr. K. H. HARMS (Karlsruhe), Herr Dr. H. MUHLE (Ulm), Herr Prof. Dr. D. RODI (Schwäbisch Gmünd), Herr Dr. O. SEBALD und Frau M. VOGGESBERGER (Stuttgart) haben mir dankenswerter Weise Fundangaben und Herbarbelege zur Verfügung gestellt. Für die Anfertigung der rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen danke ich Frau S. Leidenroth (Stuttgart).

2. Untersuchungsgebiet

2.1. Lage und Geologie

Der Schwäbisch-Fränkische Wald (Abb. 1) ist Teil der Süddeutschen Schichtstufenlandschaft und erstreckt sich zwischen den Städten Stuttgart und Heilbronn im Westen sowie Ellwangen und Crailsheim im Osten. Er wird im wesentlichen von den Schichten des Mittleren Keupers mit folgenden Einheiten aufgebaut: Gipskeuer (km1), Schilfsandstein (km2), untere Bunte Mergel (km3u), Kieselsandstein (km3s), obere Bunte Mergel (km3o), Stubensandstein (km4), Knollenmergel (km5). Der Gipskeuper, die unteren und oberen Bunten Mergel sowie der Knollenmergel bestehen überwiegend aus Ton und Mergelschichten und haben nur eine untergeordnete Bedeutung für die Moosvegetation. Sie beeinflussen jedoch durch ihren Kalk- und Nährstoffgehalt die benachbarten Sandsteine und die Gewässer recht stark. Der Schilfsandstein bildet ein feinkörniges, hartes, kalkarmes Gestein, das als Baustein sehr begehrt war (zum Beispiel für Weinbergmauern). Anstehender Fels ist meist nur in Verbindung mit alten Steinbrüchen zu finden, größere natürliche Aufschlüsse sind selten. Die Mächtigkeit der Schichten schwankt stark und erreicht vor allem im Heilbronner Raum Stärken bis 40 m. Der Kieselsandstein ist mittel- bis grobkörnig, enthält stellenweise kalkige Bindemittel und Lagen aus Ton- und Mergelschichten. Die Schichtstärke ist sehr unterschiedlich und wird in den nördlichen und östlichen Teilen bis zu 30 m mächtig. Natürliche Aufschlüsse und die Bildung von Blöcken, mitunter auch kleineren Blockhalden sind in den größeren Klingen und am Nordabfall des Schwäbisch-Fränkischen Waldes keine Seltenheit. Der Kalkgehalt im anstehenden Gestein geht nach der Freisetzung der Felsen im Laufe der Zeit verloren (vergleiche Nebel 1989: 99–118), dadurch können hier auch kalkmeidende Arten Fuß fassen. Der Stubensandstein ist die mit Abstand wichtigste Sandsteinschicht des Untersuchungsgebietes. Die Schichtmächtigkeit schwankt in geringerem Maße und erreicht Stärken von 100 m; in die Sandsteine sind immer wieder Tonschichten eingelagert. Der meist grobkörnige Sandstein läßt sich in einen unteren Stubensandstein, den sogenannten Fleins, und einen oberen, den Höhlensandstein, gliedern. Der Fleins besteht aus Sandsteinen mit kalkigem Bindemittel, während der Höhlensandstein überwiegend kalkarm und silikatisch gebunden ist. Zur Höhlenbildung kommt es, weil unmittelbar unterhalb einer sehr harten, kantenbildenden Schicht relativ weiches Material folgt, das schneller abgetragen wird. Dadurch entstehen immer größere Vorsprünge, unter denen sich dann regelrechte Halbhöhlen bilden. Am eindruckvollsten sind sie,

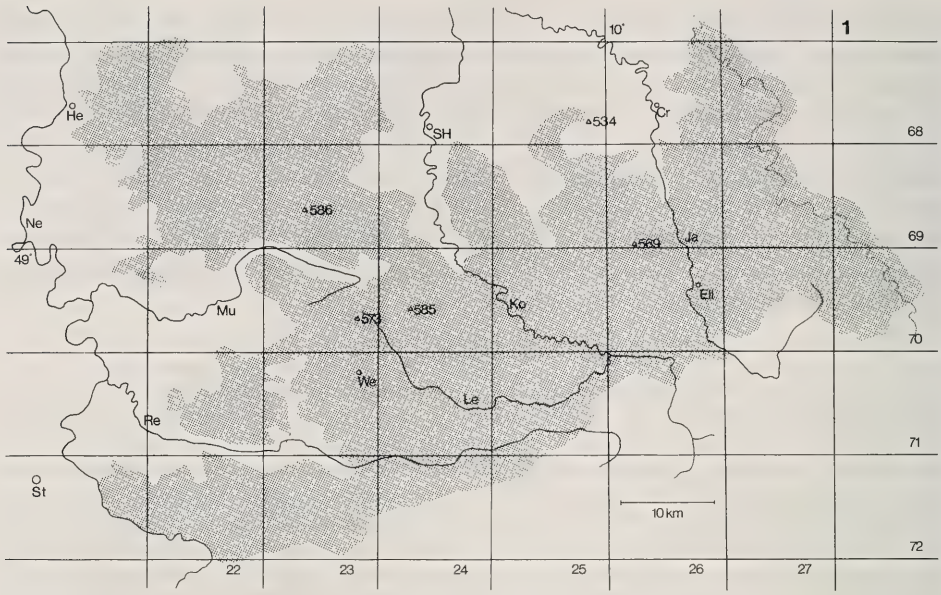


Abb. 1. Hauptuntersuchungsgebiet Schwäbisch-Fränkischer Wald. – *Abkürzungen*: *Cr*: Crailsheim, *Ell*: Ellwangen, *He*: Heilbronn, *Ja*: Jagst, *Ko*: Kocher, *Le*: Lein, *Mu*: Murr, *Ne*: Neckar, *Re*: Rems, *SH*: Schwäbisch Hall, *St*: Stuttgart, *We*: Welzheim.

wenn ein kleiner Bach über die Kante fällt und die harten Schichten besonders weit unterspült. Diese überhängenden Felsflächen sind zum Beispiel bevorzugter Lebensraum von *Tetrodontium brownianum*. Meist findet man den Stubensandstein als anstehendes Gestein oder in kleineren Blöcken in den Klingen. Freistehende Felsen und größere Blockfelder sind seltener, weil die Schichten in vielen Gebieten nicht hart genug sind, um der Verwitterung lange zu widerstehen. Der Schilfsandstein bildet die Schichtstufenkante im Westen und Nordwesten, der Kieselsandstein die Nordabdachung, während der Stubensandstein große Teile der Oberfläche in den mittleren und östlichen Teilen einnimmt. Das Rhät (Oberer Keuper) spielt im Gebiet keine Rolle, nur im Schönbuch sind diese Schichten mächtiger und bilden wertvolle Moosstandorte aus (siehe Egger & Mattern 1959). Nach Süden wird der Keuper zunehmend von Schwarzjura und Lößlehmen überlagert. Diese Flächen sind größtenteils ackerbaulich stark genutzt und floristisch wenig ergiebig.

2.2. Klima

Die Klimadaten wurden aus Schlenker & Müller (1973) übernommen und beziehen sich auf die Zeit von 1931–1960. Im inneren Schwäbisch-Fränkischen Wald liegen die Temperaturen im Durchschnitt bei 8,0°C, die Niederschläge bei 990 mm, wobei in den Hochlagen bis zu 1095 mm erreicht werden. Nach Westen gehen die Niederschläge bei zunehmenden Temperaturen auf 940 mm zurück, hier grenzen dann die Weinbaugebiete des Neckarlandes an. Nach Osten verstärkt sich der kontinentale Einfluß, die mittleren Jahrestemperaturen sinken auf 7,6°C und die Niederschläge auf 840 mm. Das Klima zeichnet sich im zentralen Bereich durch relativ geringe Temperaturschwankungen und hohe Niederschläge aus und ist dadurch deutlich ozeanisch geprägt. Als natürliche Regionalgesellschaft gilt ein paenemontaner Buchen-Tannenwald (Schlenker & Müller 1973).

2.3. Standortsverhältnisse in den Klingen

Die tief eingeschnittenen Schluchten, auch Klingen genannt, verstärken die ozeanischen Klimazüge noch. Die Sonnenstrahlen können hier nur schlecht eindringen, große Bereiche

liegen dauernd im Schatten, dadurch bleiben die Temperaturen auch während des Sommers niedrig und haben eine geringe Schwankungsbreite. Die hohe Luftfeuchtigkeit wird neben einer geringen Verdunstung noch durch folgende Faktoren gefördert: Am Grund der Klinge fließen kleinere und größere Bäche, an den Hängen treten oft Quellen aus und die Böden enthalten wasserstauende und wasserspeichernde Ton- und Mergelschichten. Durch die hohe Feuchtigkeit werden auch die Auswirkungen starker Fröste gemildert. Der grobkörnige und poröse Stubensandstein trägt darüber hinaus zur Aufnahme und Speicherung von Feuchtigkeit bei. Die oft ausgeprägte Trogform vieler Klingen eignet sich besonders zur Aufnahme abfließender Kaltluft, die hier dann lang erhalten bleibt. Das daraus resultierende Kleinklima führt dazu, daß neben einer Reihe atlantischer Arten auch Vertreter des montanen, hochmontanen und sogar subalpinen Bereichs an solchen Standorten vorkommen. Ausführliche Untersuchungen des Klimas solcher Klingen bei Rodi & alii (1976).

3. Behandelte Arten

3.1. Lebermoose

3.1.1. *Bazzania flaccida* (Dum.) Grolle

Bazzania denudata auct.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Schwarzwald zerstreut, im Odenwald selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6823 SO: Ohrtal oberhalb Schuppach, Gewann Altenberg, auf Felsblock an einem Seitenbach, abgerutschter Kieselsandstein, 370 m, Philippi & Nebel 06. 05. 1980 (STU). – 7023 SO: Gallengrotte N Ebnisee, Stubensandstein, 500 m, Rodi & alii (1976: Tab. 10). – 7123 NO: Welzheim, Wieslauftal zwischen Steinbach und Klingenmühle, Felsblock, an senkrechter Fläche, Kieselsandstein, 370 m, O. Sebald 15. 02. 1987, det. M. Nebel (STU).

Schönbuch: 7321 SW: Schaichtal SW Neuenhaus, Mönchsbrunnenklinge, kalkarmer Sandsteinblock in Bachnähe, an senkrechter Fläche, Stubensandstein, 360 m, M. Nebel 30. 08. 1988 (STU); – Neuhauser Wand S Burkhardtsmühle, Sandsteinblock, Stubensandstein, 370 m, G. Phlippi 09. 1993; – S Neuenhaus, Klinge im Auchert gegen den Sportplatz, Stubensandstein, 345 m, G. Philippi 1991. – 7420 NW: Tübingen, Teufelsbrücke NW Bebenhausen, Gewann Jungfernhäule, O-exponierter Hang, Felsblock (abgerutschter Rhät- oder Stubensandstein), 400 m, K. H. Harms 14. 04. 1962 (Herbar Harms); – Gewann Kehlen, N-exponierter Hang, an großen Blöcken, (abgerutschter Rhät- oder Stubensandstein), K. H. Harms 21. 04. 1962 (Herbar Harms), Düll (1965).

Bemerkungen: Die Art wächst im Gebiet an kalkarmen, schattigen Sandsteinen im Bereich tief eingeschnittener, luftfeuchter Klingen auf Kiesel- und Stubensandstein (im Schönbuch kann es sich auch um Rhät handeln). Sie bevorzugt feste, wenig verwitterte, stark geneigte Flächen. Die meisten Vorkommen liegen etwas unter 400 m, dies hängt in erster Linie mit den besonders ausgeglichenen (und damit ozeanischen) Klimaverhältnissen in diesem Bereich der Klingen zusammen. Im Oberlauf wirken sich Kaltluftansammlungen und Austrocknung im Sommer stärker aus.

3.1.2. *Calypogeia arguta* Nees & Mont.

Verbreitung in Baden-Württemberg: In Schwarzwald und Odenwald zerstreut, im Oberrheingebiet selten.

Stromberg: 6819 SO: Schaufelsberg (Schäufelesberg) S Eppingen, Philippi (1984). – 6918 SO: Freudenstein, O Bernhardsweiher, Philippi (1984).

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6823 NO: Karlsfurter Weg SW Waldenburg, Fichtenforst, Wegböschung, auf Erde, Kieselsandstein, 490 m, Philippi & Nebel 06. 05. 1980 (STU), Philippi (1984).

Schönbuch: 7321 SW: Aichtal, Neuhauser Wand NW Neuenhaus, ehem. Steinbruch, Mischwald, Abbruchkante, auf offener Erde, schattig, Stubensandstein/Knollenmergel, 405 m, M. Sauer 05. 11. 1992 (STU); – S Burkhardtsmühle, Stubensandstein, G. Philippi 09. 1993. – 7420: Ortsangabe fehlt, Düll & Meinunger (1989).

Rammert: 7520 NW: Derendingen, Kirchhau, an Böschung, Stubensandstein, 405 m, Düll (1965); – Stumpenwasen S Weilheim, an lehmiger Wegböschung im Nadelwald, Stubensandstein, 410 m, Nebel & Sauer 07. 06. 1989 (STU).

Bemerkungen: Das Moos tritt fast immer im Wald an offenerdigen Stellen von Forstwegböschungen über kalkarmer, lehmiger Erde auf. Die Vorkommen im Untersuchungsgebiet liegen für die niedrige, subozeanische Lagen bevorzugende Art bemerkenswert hoch und bilden die Ostgrenze der Verbreitung in Süddeutschland.

Karte für Deutschland bei Düll & Meinunger (1989).

3.1.3. *Cephalozia pleniceps* (Aust.) Lindb.

Verbreitung in Baden Württemberg: Im Schwarzwald sehr zerstreut, im Alpenvorland und auf der Baar selten. Die Angabe aus der nördlichen Rheinebene ist fraglich.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7124 NW: Rottal S Hüttenbühl, Niedermoor, in *Aulacomnium palustre*-Rasen, Stubensandstein, 440 m, M. Nebel 07. 10. 1989 (STU).

Bemerkungen: Der Wuchsort weicht deutlich vom übrigen Verbreitungsgebiet ab und belegt einmal mehr den hohen Wert dieses kleinen Moorgebietes im Rottal, daß auf Vorschlag von D. Rodi als Naturdenkmal ausgewiesen wurde. Sehr schön ist hier der kleinflächige Wechsel von kalkärmeren und kalkreicheren Stellen zu beobachten, wie er für diese Art von Quellmooren im Schwäbisch-Fränkischen Wald typisch ist. Leider sind nur sehr wenige dieser Lebensräume von Entwässerung, Eutrophierung, Umwandlung zu Ackerland oder Wiederbewaldung verschont geblieben. *Cephalozia pleniceps* ist in Baden-Württemberg selten und wie viele Moorbewohner stark gefährdet.

3.1.4. *Cololejeunea calcarea* (Libert) Schiffn. (Abb. 2–4)

Verbreitung in Baden-Württemberg: Auf der Schwäbischen Alb, im Südschwarzwald und im Allgäu zerstreut, im Nordschwarzwald selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6922 NO: Tobelschlucht N Großhöchberg, an Stubensandsteinfelsen, frische, basenreichere Fläche, 90°, 480 m, M. Nebel 16. 11. 1988 (STU).

Vorland der Südwestalb: 7618 SO: Mittelsbachtal S Owingen, (Stubensandstein), K. H. Harms 17. 07. 1976 (Herbar Harms).

Bemerkungen: Der Standort auf relativ kalkarmem Sandstein bei der sonst nur über Kalkgestein wachsenden Art überrascht, doch enthält der Stubensandstein oft kalkiges Bindemittel. Außerdem sorgen die darüberlagernden Mergelschichten für den Eintrag kalkhaltiger Substanzen. Beim Beleg aus dem Mittelsbachtal ließ sich der geologische Untergrund nicht mehr genau feststellen. Das Vorkommen bei Großhöchberg liegt sehr isoliert, die nächsten Funde stammen von der Ostalb, aus den Muschelkalkgebieten ist die Art nicht bekannt.

Karte für Deutschland bei Düll & Meinunger (1989).

3.1.5. *Diplophyllum obtusifolium* (Hook.) Dum. (Abb. 5)

Verbreitung in Baden-Württemberg: In Schwarzwald und Odenwald verbreitet, im Alpenvorland zerstreut.

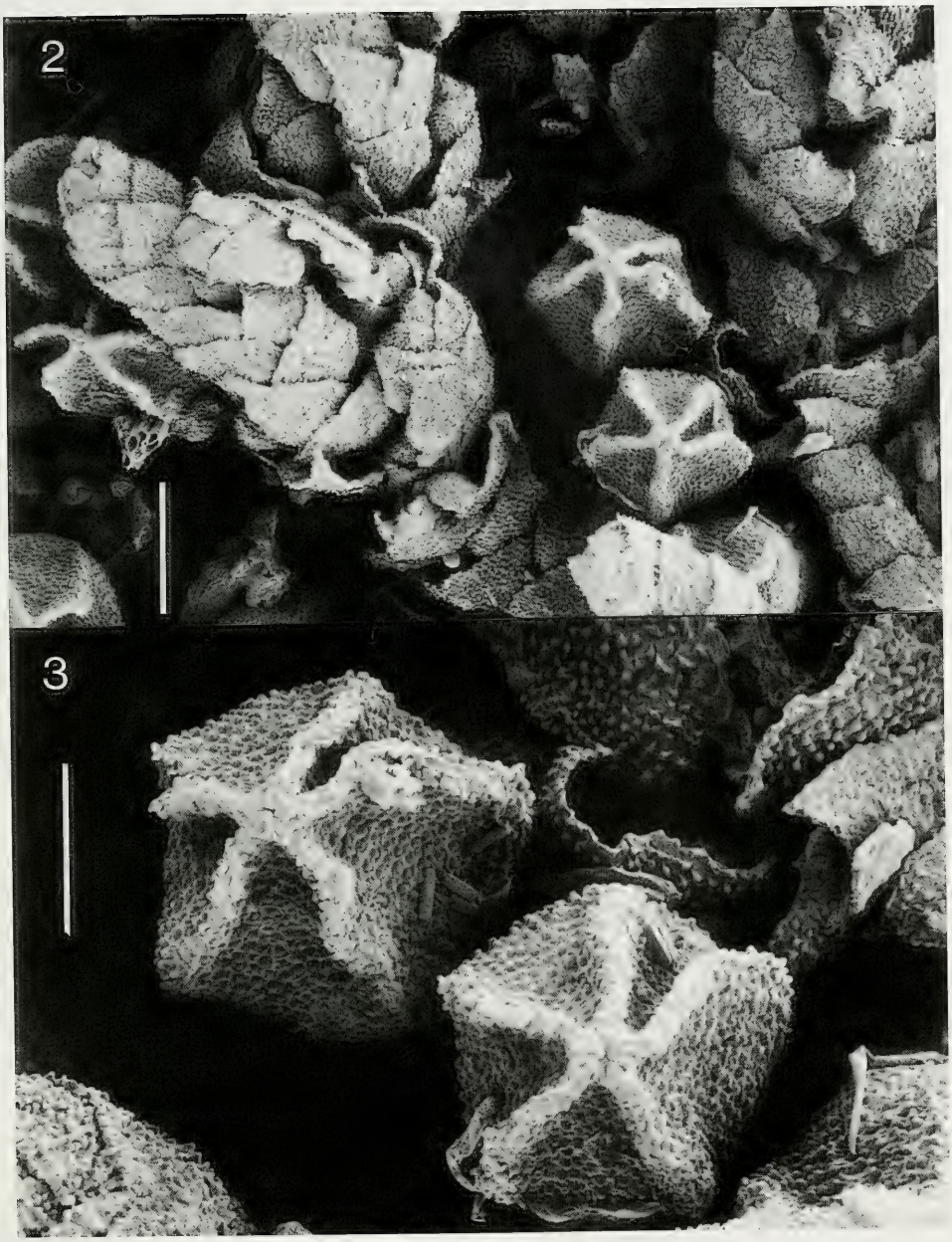


Abb. 2–3. *Cololejeunea calcarea*, dorsal. – 2. Blätter und Perianthien; – 3. Perianthien. – Maßstriche: 0,1 mm.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6925 NO: Hinteruhlberg, in einem Waldgraben, (Stubensandstein), C. A. Kemmler 07. 1861 (STU), Hegelmaier (1873). – 6925 SW: Unterfischach, am Graben der Kohlstraße, C. A. Kemmler 07. 1862 (STU), Hegelmaier (1865, 1873). – 7023 SO: Klinge NW Rotenmad, Forstwegböschung, offenerdige Stellen, auf lehmigem, basenarmem Sand, Stubensandstein, 500 m, M. Nebel 06. 11. 1990 (STU). – 7124 NW: Wolfsbachtal S Hüttenbühl, N-exp. Forstwegböschung, offenerdige Stellen, auf leh-

Abb. 4. *Cololejeunea calcarea*, ventral. – Maßstrich: 0,1 mm.

migem, kalkarmem Sand, Stubensandstein, 450 m, M. Nebel 26. 09. 1989 (STU). – 7124 SO: Schwäbisch Gmünd, Schießtal, L. Herter, Hegelmaier (1884). – 7125 NW: Götzenbachtal NW Götzenmühle, Forstwegböschung, offenerdige Stellen, auf Sand, Stubensandstein, 460 m, M. Nebel 26. 05. 1990 (STU).

Schönbuch: 7420 NW: Tübingen, Gewann Steinriegel bei Bebenhausen, 500 m, Düll (1965).

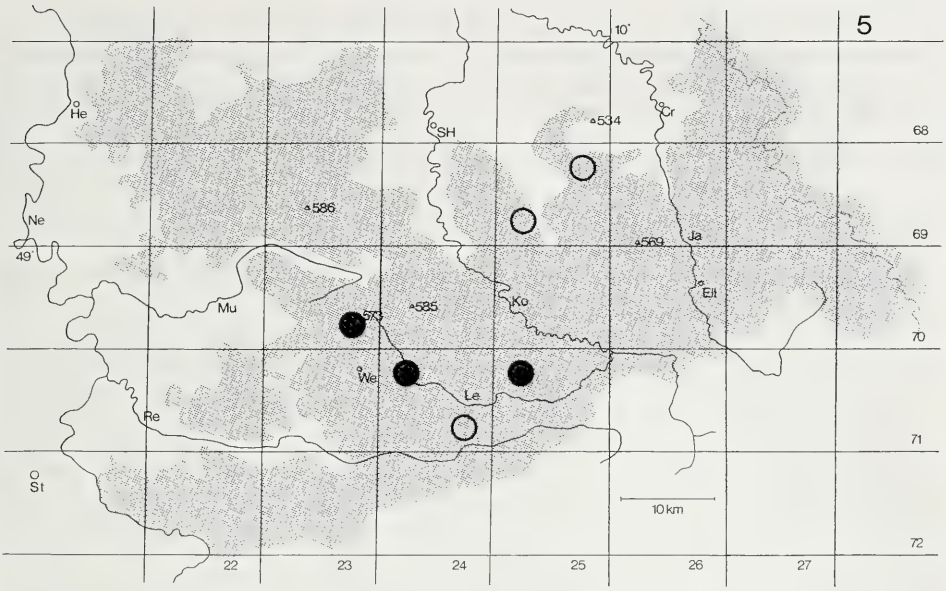
Bemerkungen: Das unscheinbare Moos war im Gebiet lange Zeit nicht mehr beobachtet worden. Es wächst gerne mit dem größeren und auffälligeren *Diplophyllum albicans* zusammen und wird deshalb oft übersehen. Die Standorte sind offenerdige, frische, lichtreiche, aber absonnige Stellen an Forstweg- oder Grabenböschungen im Wald, wo die Art bevorzugt auf sandig-lehmiger, kalkarmer Erde wächst. Im Untersuchungsgebiet finden wir solche Bedingungen fast ausschließlich im Bereich des Stubensandsteins.

3.1.6. *Geocalyx graveolens* (Schrad.) Nees (Abb. 6)

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Nordschwarzwald sehr zerstreut, im Südschwarzwald selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7023 SO: Steinhäusle (NSG) N Kaiserbach, Klinge im Wald, Sandsteinfelsen, an leicht überhängender Fläche, kalkarm, Stubensandstein, 480 m, M. Nebel 26. 09. 1989 (STU). – 7024 SW: Brunnenklinge (NSG) NW Cronhütte, an Sandsteinblock, leicht überhängende Felsfläche, kalkarm, Stubensandstein 520 m, M. Nebel 15. 09. 1989 (STU). – 7025 NO: Gerabronnhof, (Stubensandstein), C. A. Kemmler, Hegelmaier (1865). – 7124 SO: Schwäbisch Gmünd, Taubental, in einer engen und feuchten Seitenschlucht, an einem großen Keuperblock, (Stubensandstein), L. Herter 03. 1884, Herter (1887).

Bemerkungen: *Geocalyx graveolens* besiedelt Steilflächen kalkarmer Sandsteine im Oberteil der Klingen. Dabei bevorzugt das Moos Lagen um 500 m, also den



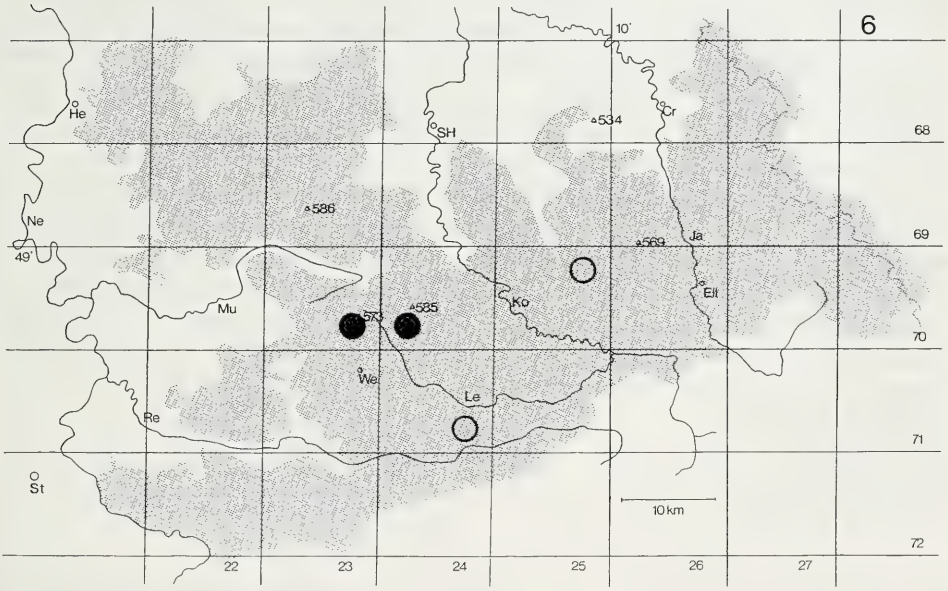


Abb. 5. *Diplophyllum obtusifolium.*
Abb. 6. *Geocalyx graveolens.* Erläuterungen der *Symbole*: ○ = Beobachtung vor 1900, ◒ = Beobachtung zwischen 1900 bis 1949, ◕ = Beobachtung zwischen 1950 und 1974, ● = Beobachtung 1975 und später.

bereits montan geprägten Bereich des Schwäbisch-Fränkischen Waldes, der deutlich kühler, niederschlagsreicher und weniger geschützt ist als die Mittelläufe der Klingen (hier siedelt an ähnlichen Standorten *Bazzania flaccida*). Durch die isolierte Lage (nächste Vorkommen erst wieder im Schwarzwald und Bayerischen Wald) wurden die frühen, lange nicht bestätigten Funde, von denen keine Herbarbelege bekannt

sind, immer als etwas unsicher angesehen (siehe Düll 1969). Die neuentdeckten Vorkommen in den Naturschutzgebieten Brunnenklinge und Steinhäusle bestätigen den besonderen Wert dieser Reservate für die Moosvegetation, da die seltene Art in vielen Mittelgebirgen Deutschlands als verschollen gilt.

Karte für Deutschland bei Düll & Meinunger (1989).

3.1.7. *Metzgeria temperata* Kuwah. (Abb. 7)

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Schwarzwald verbreitet, im Odenwald und Bodenseegebiet zerstreut, in Oberschwaben selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6923 NO: Ohrntal NO Maibach, Mündung der Brunnenklinge, Ahorn-Eschenwald, auf Esche am Bach, Bunte Mergel, 385 m, M. Nebel 06. 11. 1991 (STU). – 6923 SW: Trauzenbachtal O Hintermurrhärle, Hangwald nahe der Bachaue, auf Hainbuche, Gipskeuper, 350 m, M. Nebel 05. 11. 1989 (STU). – 7023 SO: Gallengrotte N Ebnisee, Klinge im Wald, Bachaue, auf Schwarzerle, Stubensandstein, 500 m, M. Nebel 06. 11. 1990 (STU); – Gruppenbachklinge SO Faulspach, oberster Bereich, Buchenwald mit Fichten und Tannen, luftfeucht, auf Buchenborke, Stubensandstein, 490 m, M. Nebel 10. 12. 1993 (STU). – 7025 NW: Schmiedsklinge NO Sulzbach, Bachaue, auf Buche, Bunte Mergel, 400 m, M. Nebel 04. 10. 1991 (STU). – 7123 NO: Wieslaufschlucht (NSG) NW Welzheim, zwischen Sauerhöfle und Klingenmühle, auf abgestorbener, stehender Buche, Bunte Mergel, 360 m, Nebel & Sauer 10. 10. 1987 (STU). – 7124 SW: Waldstraße zwischen Lorch und Schelmenklinge, an Laubholzborke, Stubensandstein, 330 m, R. Düll 30. 05. 1969 (STU), irrtümlich in Düll (1981) und Düll & Meinunger (1989) für MTB 7129 angegeben.

Schönbuch: 7321 SW: S Neuenhaus, Klinge im Auchert gegen den Sportplatz, an Erle, Stubensandstein, 370 m, G. Philippi 1991. – 7420 SW: Tübingen, Waldhausen, Heuberg-Wald, (Lias), 490 m, R. Düll (1981).

Bemerkungen: Die Art findet man im Schwäbisch-Fränkischen Wald ausschließlich in den tiefeingeschnittenen Klingen mit besonders hoher Luftfeuchtigkeit und ausgeglichenem Klima. Als Substrat sind bisher nur Laubhölzer bekannt. Bis auf eine Ausnahme handelt es sich um lebende Bäume. Eine Bevorzugung bestimmter Baumarten läßt sich nicht erkennen, der Schwerpunkt liegt jedoch bei Arten mit basenarmer Borke (Düll 1981, Ahrens 1992, Philippi 1993). Der geologische Untergrund reicht vom Gipskeuper bis in den Stubensandstein und hat keinen erkennbaren Einfluß.

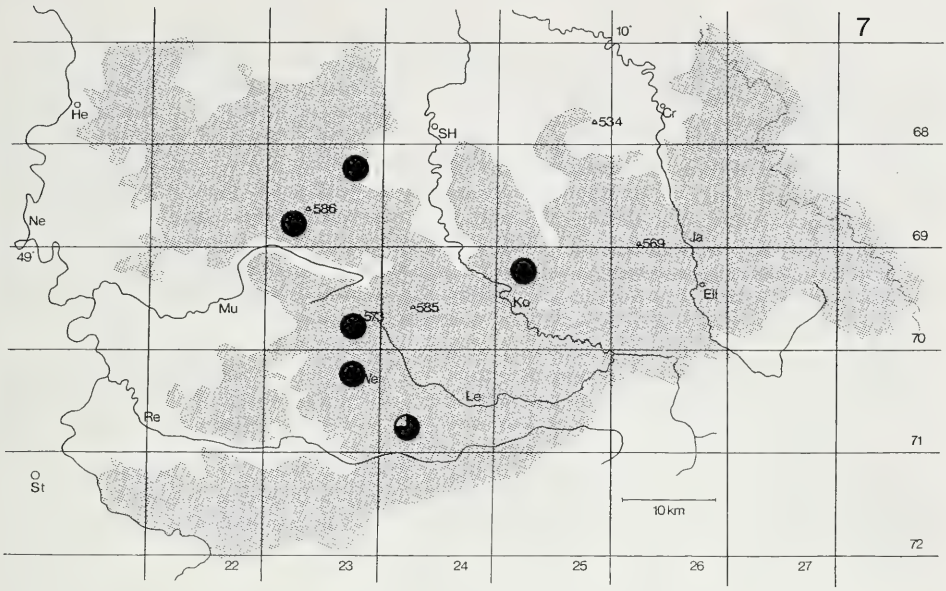
Karte für Deutschland bei Düll & Meinunger (1989), Karte für den östlichen Odenwald bei Philippi (1993).

3.1.8. *Nardia scalaris* S. Gray

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Schwarzwald verbreitet, im Odenwald und im Alpenvorland zerstreut, im Oberrheingebiet selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7024 SW: Brunnenklinge (NSG) NW Cronhütte, Stubensandstein, 490 m, Rodi & alii (1976: Tab. 1). – 7124 NW: Wolfstal S Hüttenbühl, N-exp. Forstwegböschung, offenerdige Stellen, lehmiger Sand, Stubensandstein, 450 m, M. Nebel 07. 10. 1989 (STU).

Bei Rodi (1960) ist *Nardia scalaris* in der Stetigkeitstabelle Erlenwälder (Tab. 7) aufgeführt, eine Fundortsangabe ist nicht enthalten. In Düll (1969) wird diese Angabe als „Erlenwald bei Schwäbisch Gmünd" zitiert. Nach D. Rodi (briefliche Mitteilung 1994) „. . . in der Originaltabelle mit einem Fragezeichen versehen, vermutlich zwischen Vordersteinenberg und Spraitbach an feuchten Stubensandsteinfelsen im Reichenbachtal und seinen Nebenbächen" (7124 NW/NO).



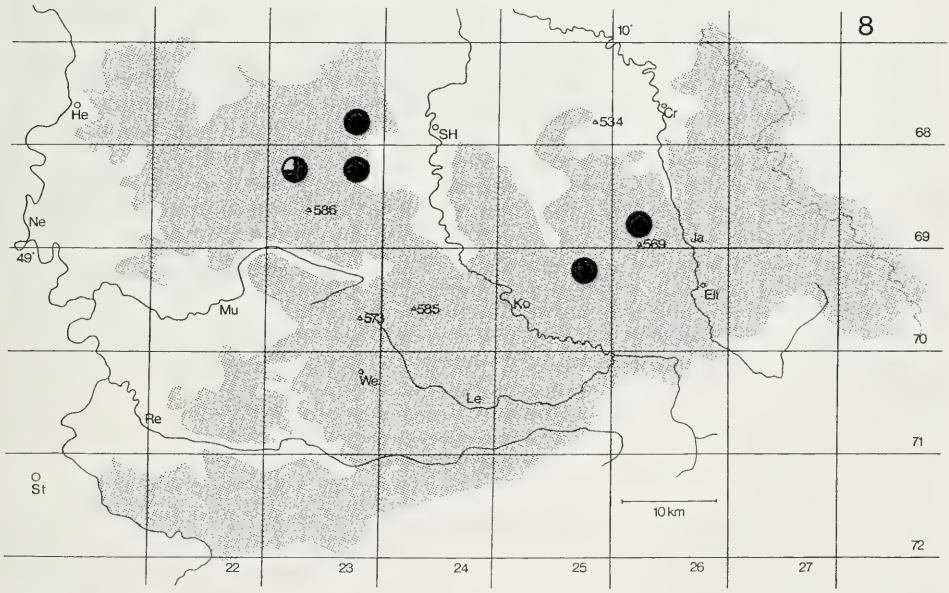


Abb. 7. *Metzgeria temperata.*
Abb. 8. *Scapania undulata.*

Schönbuch: 7419 NO: Im Schönbuch über Kayh, (Stubensandstein), F. Hegelmaier 12. 04. 1871 (STU), Hegelmaier (1873).

Bemerkungen: Das Moos ist im Keuperbergland selten und auf den Bereich des Stubensandsteins beschränkt. Im Wolfstal wächst *Nardia scalaris* in der Nachbarschaft von *Jungermannia gracillima* und *Diplophyllum obtusifolium* auf kalkarmem, lehmigem Sand einer immer wieder abrutschenden Forstwegböschung. Ausreichend hohe Böschungen, die über längere Zeit hinweg immer wieder Erdblößen liefern, sind im Gebiet nur an wenigen Stellen zu finden.

3.1.*9. Riccardia chamedryfolia* (With.) Grolle

Riccardia sinuata (Hook.) Trev.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Schwarzwald und Odenwald zerstreut, im Oberrheingebiet und Alpenvorland selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6926 SO: Sandgrube SSW Dietrichsweiler, Teichufer, auf Pflanzenresten, naß, Stubensandstein, 450 m, Sauer & Nebel 27. 04. 1991 (STU).

Ostalb: 7227 SW: Lehmgrube O Schnaitheim, (Feuersteinlehm über Weißjura), T. Bornefeld 20. 10. 1961 (STU), nach Düll (1969) ausgestorben.

Schönbuch: 7419 NO: Im Schönbuch bei Breitenholz, Düll (1969). – 7420 NW: Tübingen, Tellerklinge WNW Bebenhausen, 400 m, Düll (1965).

Bemerkungen: Das Moos wächst bei Dietrichsweiler in einer aufgelassenen Sandgrube. Über undurchlässigen Tonschichten haben sich an tiefgelegenen Stellen Wasserflächen gebildet, die allmählich verlanden. Wasser und Substrat sind kalk- und von Natur aus nährstoffarm, Einträge aus der Umgebung haben aber zu einer gewissen Anreicherung von Nährstoffen geführt. Das Gebiet ist vor allem wegen seiner Bärlappvorkommen als Naturdenkmal geschützt.

Karte für den Schwarzwald bei Dierssen & Dierssen (1984).

3.1.*10. Scapania umbrosa* (Schrad.) Dum.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Schwarzwald in den Hochlagen ziemlich verbreitet, auf der Schwäbischen Alb und im Odenwald selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7024 SW: Brunnenklinge (NSG) NW Cronhütte, auf morschem, entrindetem Fichtenstubben, Stubensandstein, 500 m, M. Nebel 15. 09. 1989 (STU).

Die bisher einzige Angabe aus dem Keuperbergland: 6924 SO: Sammelwald bei Winzenweiler, an alter Holzbrücke (lg. Kemmler 1861 in hb. S!, dt. D!), Düll (1969), ist zu streichen. Eine derartige Probe von *Scapania umbrosa* liegt in STU nicht vor. Die Angabe bezieht sich sehr wahrscheinlich auf einen Beleg von *Cephaloziella rubella* (rev. Düll 1968) mit folgenden Angaben: *Jungermannia catenulata* Hüb., Winzenweiler, hinter dem Sammelwald, an Holzwerk einer alten Brücke, 1. Aug. 1861, C. A. Kemmler. Auf dem beiliegenden Revisionsetikett vermerkt Düll als Begleiter *Scapania umbrosa* und *Riccardia palmata*. In der Probe konnte jedoch nur eine kleine *Scapania*-Pflanze gefunden werden, bei der es sich um *Scapania nemorea* handelt. Nach Rücksprache mit Herrn Düll schließt er eine Fehlansprache oder einen Verlust der entnommenen Pflanzen nicht aus. Dieses Vorkommen der Art läßt sich also heute nicht mehr belegen.

Bemerkungen: Das Vorkommen des vorwiegend hochmontan verbreiteten Mooses an dieser Stelle paßt sehr gut ins Verbreitungsbild. Bei der Brunnenklinge kommt der montane Charakter dieser kühl-feuchten Standorte im Bereich des Schwäbisch-Fränkischen Waldes am stärksten zum Ausdruck. Weitere besondere Moose auf morschem Holz fehlen.

3.1.*11. Scapania undulata* (L.) Dum. (Abb. 8)

Verbreitung in Baden-Württemberg: In Schwarzwald und Odenwald verbreitet, im Alpenvorland selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6823 SO: Kasperlessee NO Büchelberg, (Kieselsandstein), 450 m, O. Sebald, 23. 09. 1976 (STU); – Gewann Klosterallmend NW Gnadental, in nur zeitweise fließendem Bach im Wald, auf Sandsteinen, Kieselsandstein, 470 m, M. Nebel 02. 09. 1987 (STU). – 6923 NW: Gewann Buchwald SO Mainhardt, Graben im Wald, mit viel *Sphagnum*, (Stubensandstein), 470 m, O. Sebald 11. 10. 1973 (STU), Sebald (1975: Tab. 6).

– 6923 NO: Gewann Baiershau NO Bubenorbis, Graben am Waldrand, im fließenden, kalkarmen Wasser, (Kieselsandstein), 475 m, O. SEBALD 29. 04. 1969 (STU) und Graben im Wald, umgeben von *Sphagnum recurvum*, (Kieselsandstein), 480 m, O. SEBALD 20. 09. 1973 (STU); – Ohrnoberlauf, Gewann Hirschhege O Bubenorbis, Fichtenaltholz, submers im Bach, auf Kieselsandstein, 470 m, M. NEBEL 20. 10. 1988 (STU). – 6926 SW: Einsiedelbachtal W Hohenberg, Fichtenforst, Bachoberlauf mit geringem Gefälle, auf Sandsteinen, meist submers, M. NEBEL 26. 07. 1988. – 7025 NO: Eiwald N Hinterbüschelberg, Quellbach in Fichtenbestand, auf Sandstein im Bach mit geringem Gefälle, basenarmes Wasser, meist submers, Stubensandstein, 450 m, M. NEBEL 04. 10. 1991 (STU); – Spitzklinge SO Gerabronn, Bachaue im Wald, Quellbach, mäßig sauer und nährstoffreich, auf morschem Fichtenast, zeitweise submers, Stubensandstein, 455 m, M. NEBEL, 17. 10. 1991 (STU).

Schönbuch: 7420 NW: Teufelsbrücke NW Bebenhausen, Bachrinne, 410 m, K. H. HARMS, DÜLL (1965).

Vorland der Südwestalb: 7618 SW: Heiligenzimmern, Bachtal unterhalb des Lachenbrunnen, zahlreich auf Steinen im Bachbett, (Stubensandstein?), 600 m, K. H. HARMS 25. 08. 1979 (Herbar HARMS).

Bemerkungen: Der erste Fund von *Scapania undulata* im Keuperbergland wurde 1965 aus dem Schönbuch bekannt. Der Erstnachweis aus dem Schwäbisch-Fränkischen Wald stammt von O. SEBALD aus dem Jahr 1969. Der verhältnismäßig hohe Basengehalt auch kleinster Bäche erklärt die Seltenheit der in den Silikatgebirgen verbreiteten, an basen- und nährstoffarmes Wasser gebundenen Art. Der Basenreichtum stammt sowohl aus den in Keupersandsteinen oft enthaltenen kalkigen Bindemitteln als auch aus den immer wieder eingelagerten Mergelschichten und gelangt durch Lösung in die Quellen. So kommt es, daß auf den entkalkten Sanden entlang eines Baches kalkmeidende Arten dominieren, während im Bach Kalk- und Basenzeiger wachsen. Nur wenn die Bäche aus alten stark verwitterten und entbasten Böden wenig eingeschnittener Hochfläche (beispielsweise im Einzugsbereich der Oberläufe der Ohrn und der Blinden Rot) entspringen, ist das Wasser in den jüngsten Abschnitten, die fast immer in Fichtenbeständen liegen, für *Scapania* noch basenarm genug. Hier wird sie am Bachrand von *Sphagnum*-Arten meist *Sph. palustre*, *Sph. squarrosum* und *Sph. fallax* begleitet. Eine Gefährdung geht in erster Linie von Kalkung und Düngung der stark sauren Böden aus, diese Nährstoffe gelangten dann auch in die Gewässer und würden zum Absterben unserer Art führen.

3.2. Laubmoose

3.2.12. *Amblystegium humile* (P. Beauv.) Crundw.

Amblystegium kochii B. S. G.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Alpenvorland zerstreut, auf der Schwäbischen Alb selten.

Hohenlohe: Nur subfossil in vermoorten Muschelkalkdolinen: 6724 NO: Künzelsau, Kügelhofer Moortopf und 6725 SO: Leofelser Moortopf.

Kraichgau: 7018 NO: Aalkistensee bei Maulbronn, Südostseite, PHILIPPI (1977: Tab. 6).

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7024 SW: Hagensee NO Menzles, Verlandungszone, Großseggenried, auf abgestorbenen Pflanzenresten, regelmäßig überschwemmt, Stubensandstein, 474 m, M. NEBEL 19. 07. 1990 (STU).

Schönbuch: 7420 SW: Tübingen, Waldhäuser Höfe, in einem feuchten Graben, F. HEGELMAIER 25. 04. 1897 (STU).

Vorland der mittleren Alb: 7420 SO: Quelliger Graben bei Jettenburg, 380 m, DÜLL (1965).

Bemerkungen: Die unscheinbare Art mit ihren zarten, entfernt beblätterten Stengeln wächst gern verborgen in dichten Pflanzenbeständen der Verlandungszonen stehender Gewässer und wird leicht für eine Kümmerform von *Amblystegium riparium* gehalten. Dies erklärt, warum das Moos erst von recht wenigen Fundorten bekannt ist. *Amblystegium humile* bevorzugt Stellen mit guter Nährstoffversorgung, ist aber bei zunehmender Eutrophierung nicht mehr konkurrenzfähig. Die größte Gefahr geht von großflächigen Entlandungsmaßnahmen aus, bei kleinflächigen Entnahmen können sich die Bestände immer wieder erholen.

3.2.*13. Brachythecium plumosum* (Hedw.) B. S. G.

Verbreitung in Baden-Württemberg: In Schwarzwald und Odenwald verbreitet, im Alpenvorland zerstreut, in der Rheinebene selten.

Stromberg: 6920 SW: Sommerhälde NW Freudental, auf Sandsteinblock im Bach, Stubensandstein, 385 m, M. Nebel 15. 02. 1989 (STU).

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6922 NO: Schlatbachtal NO Großhöchberg, Oberlauf, Waldschlucht mit Felsen, über anstehender Felswand, auf sandiger, kalkarmer Erde, feucht, Stubensandstein, 480 m, M. Nebel 22. 05. 1992 (STU). – Schurwald: 7222 SO: Hegenlohe, Heuberg, 450 m, Düll (1965).

Schönbuch: 7420 NO: Tübingen, Kirnbachtal, Stubensandstein, 380 m, R. Düll 24. 02. 1961 (STU).

Rammert: 7519 NO: Rohrhaldenbachtal S Kiebingen, auf Bachsteinen, 400 m, R. Düll 07. 03. 1972 (STU). – 7519 SO: Dettingen, Stubensandstein, 510 m, R. Düll 11. 02. 1962 (STU). – 7520 NW: Stumpenwasen S Weilheim, Bachklinge im Wald, (Stubensandstein), 380 m, Nebel & Sauer 07. 06. 1989.

Bemerkungen: Aus den gleichen Gründen wie bei *Scapania undulata* (siehe dort) ist *Brachythecium plumosum* erst spät für das Keuperbergland entdeckt worden. Die meisten Fließgewässer enthalten hier für die kalkscheue Art zuviel Karbonat. Die vorliegenden Proben sind oft untypisch oder wachsen an Stellen (zum Beispiel feuchte, zeitweise überrieselte Felsen außerhalb der Bachauen), wo man das Moos nicht erwartet. In bewaldeten Oberläufen kleiner, wenig eingetiefter Bäche, in deren Einzugsgebiet der Stubenstandstein schon weitgehend entkalkt ist, findet man die Pflanzen auch in typischer Ausbildung auf überflossenen Sandsteinen (zum Beispiel im Stromberg). Kalkungen der umgebenden Waldflächen und ein weiterer Anstieg der Eutrophierung schaden dem Moos.

3.2.*14. Bryoerythrophyllum ferruginascens* (Stirt.) Giac.

Aus Baden-Württemberg in der Literatur bisher nicht bekannt.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7023 SO: Klinge NW Rotenmad, Rand eines Kalkschotter-Forstweges, lehmiger Sand, kalkhaltig, Stubensandstein, 495 m, M. Nebel 06. 11. 1992 (STU).

Bemerkungen: Das subozeanisch-montan verbreitete Moos ist in Baden-Württemberg bisher nur in montanen Lagen gefunden worden. Der Standort gleicht dem von Grundmann (1993) aus dem Teutoburger Wald beschriebenen. *Bryoerythropyhyllum ferruginascens* wächst im Gebiet am Rand eines Forstweges zusammen mit *Didymodon ferrugineus, Didymodon fallax, Campylium stellatum* var. *protensum, Cratoneuron filicinum, Calliergonella cuspidata* und *Trichostomum crispulum* (**neu** für den Schwäbisch-Fränkischen Wald, det. M. Ahrens).

Karte für Deutschland bei Risse (1991).

3.2.15. *Campylopus introflexus* (Hedw.) Brid.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Bisher nur unzureichend bekannt. In den Sandgebieten der Oberrheinebene verbreitet, im Nordschwarzwald und im Alpenvorland (meist in Mooren) zerstreut, im Südschwarzwald nur wenige Fundstellen, auf der Schwäbischen Alb selten.

Hohenlohe: 6725 NO: Gewann Hochholz O Amlishagen, lichter Saum eines Buchenwaldes, auf humoser, kalkarmer Erde, Lettenkeuper, 450 m, M. Nebel 15. 08. 1985 (STU).

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6922 NO: Leukertsbachtal NO Großhöchberg, Forstwegböschung, SW-exponiert, sonnig, auf Sand, Stubensandstein, 420 m, M. Nebel 22. 05. 1992. – 7023 SO: Ochsenhau NW Rotenmad, S-exponierte, sonnige Forstweg-Böschung, auf Sand, Stubensandstein, 520 m, M. Nebel 15. 08. 1992 (STU). – 7024 SW: Straßenböschung SW Ebersberg, SW-exponiert, am Waldrand, Stubensandstein, 480 m, M. Nebel 15. 09. 1989 (STU).

Rammert: 7519 SO: Lausbühl NO Dettingen, Fichtenhochwald mit Kiefern, lichte Stelle in Wegnähe, humoser, kalkarmer Sandboden, Stubensandstein, 545 m, M. Nebel 06. 04. 1992 (STU).

Bemerkungen: *Campylopus introflexus* war bisher aus Nordwürttemberg nicht bekannt. Die sich in den westlichen Teilen stellenweise stark ausbreitende Art scheint im Süden Deutschlands nicht recht voranzukommen. Trotz zahlreicher potentieller Standorte – das Moos besiedelt im Gebiet neben sandigen Substraten auch kalkarme Lößlehme – sind es bis jetzt wenige Fundorte geblieben. Die Verbreitung scheint, da Kapseln nicht beobachtet wurden, in erster Linie vegetativ zu erfolgen. Für den Transport kommen Baumaschinen und Forstfahrzeuge in Frage.

Karten für Deutschland aus neuerer Zeit bei Düll & Meinunger (1989) und Frahm (1992).

3.2.16. *Hookeria lucens* (Hedw.) Sm. (Abb. 9, 11)

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Schwarzwald und in der Adelegg zerstreut, im Odenwald und im Westallgäuer Hügelland selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6923 NW: Ochsenbächle SO Liemersbach, im Wald am Bachufer, auf Sand, (Stubensandstein), 445 m, O. Sebald 09. 10. 1973 (STU), Sebald (1975: Tab. 4). – 7023 SW: Sechselberg, sehr reichlich in einer Keuperklinge, Butterfass (1954). – 7023 SO: Klinge N Mönchhof, in schattiger Schlucht, auf Baumwurzeln am Bachrand, (Stubensandstein), O. Sebald 20. 09. 1973 (STU), Sebald (1975: Tab. 7); – Klinge N Kaisersbach, (Stubensandstein), 410 m, O. Sebald 30. 11. 1975 (STU); – Klinge W Rotenmad, Bachaue, Fichtenbestand, steiles Bachufer, auf sandiger Erde, Stubensandstein, 500 m, Nebel & Schoepe 06. 11. 1990 (STU). – 7024 SO: Klinge O Metzlenshof, am Ufer des Wildsbach, (Stubensandstein), 420 m, O. Sebald 14. 04. 1976 (STU). – 7026 NW: Ellwangen, im Klapperschenkel (bei Griesweiler), (Stubensandstein), Rathgeb, Hegelmaier (1873). – 7123 NO: Wieslaufschlucht NW Welzheim, zwischen Sauerhöfle und Klingenmühle, auf erdbedecktem Sandsteinfelsen am Bach, Bunte Mergel/Kieselsandstein, 360 m, Nebel & Sauer 10. 10. 1987 (STU).

Bemerkungen: Das Basengehalt der Quellbäche, der Arten wie *Scapania undulata* und *Brachythecium plumosum* zu schaffen macht, kommt *Hookeria* zugute. Sie wächst im Gebiet bevorzugt an Bachrändern (manche Vorkommen erreichen dabei eine Länge von mehreren hundert Metern), von hier dringt das Moos manchmal auch in die angrenzenden Fichtenbestände ein. Das Substrat ist meist basenarmer, mehr oder weniger humoser Sand. Nur bei höheren Wasserständen werden die Polster überflutet. Außerhalb der Aue und an den nährstoffreicheren Mittelläufen fehlt die Art dann, an Quellstellen wurde sie nicht beobachtet. Die Vorkommen sind auf die

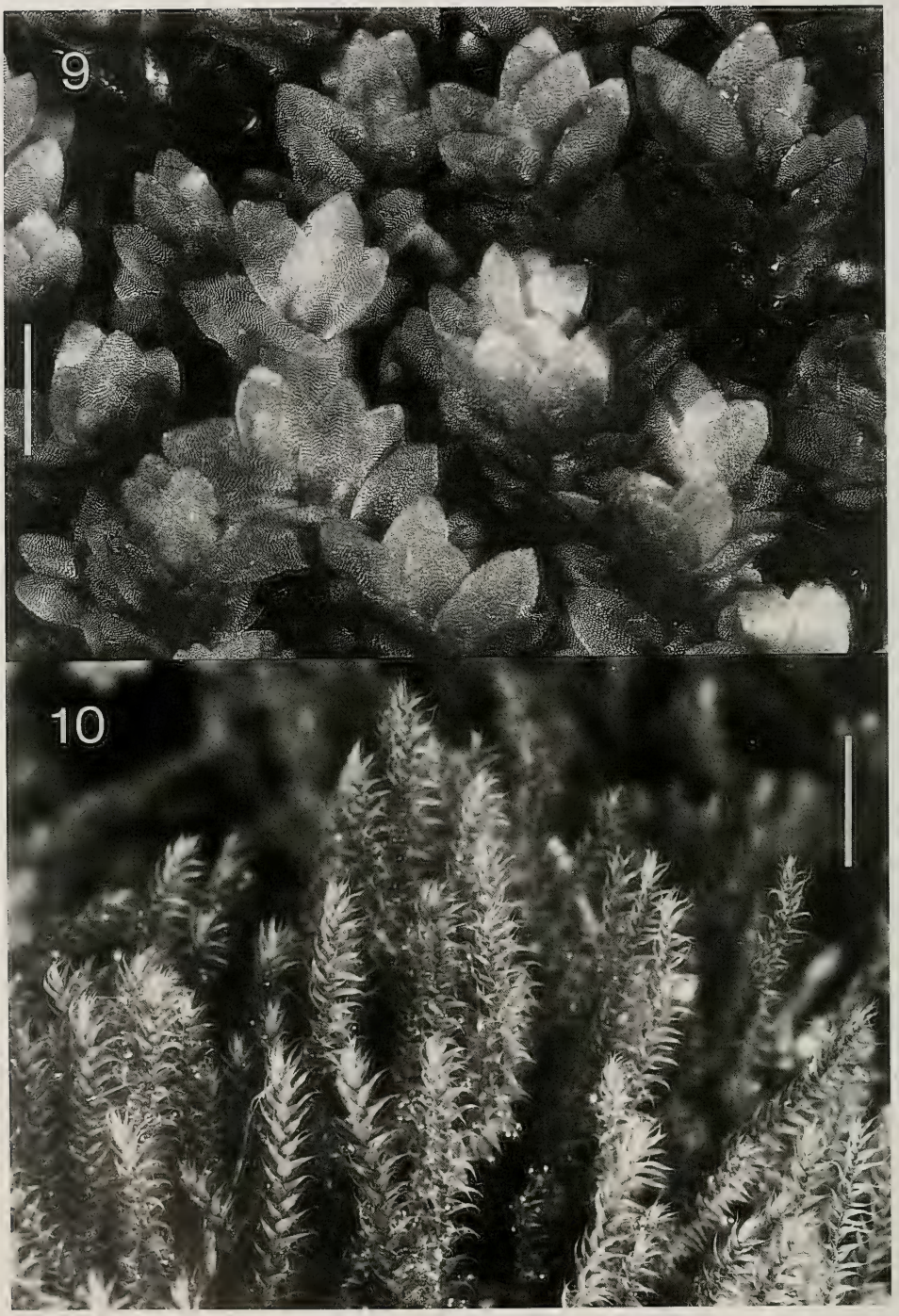
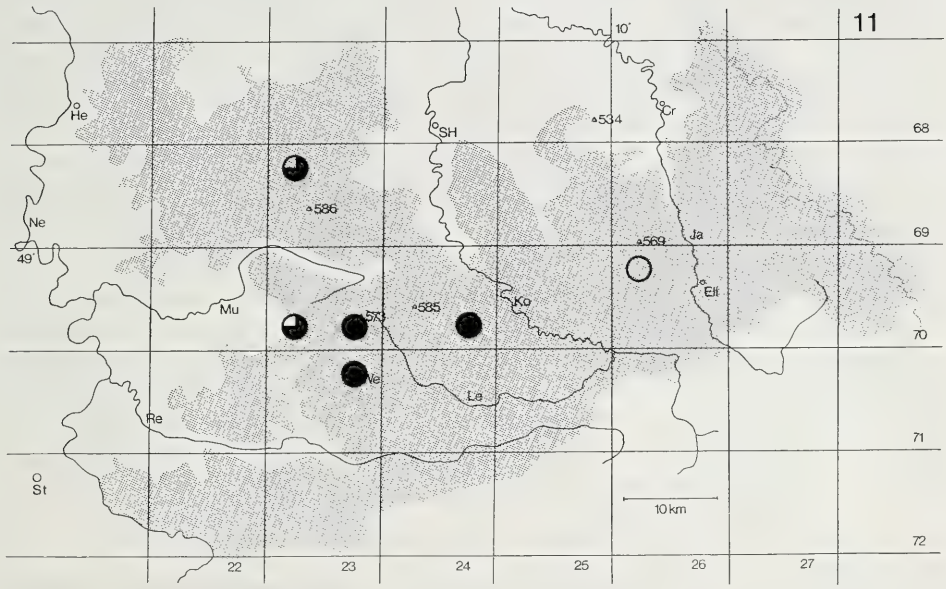


Abb. 9–10. Habitus. – 9. *Hookeria lucens*; – 10. *Philonotis caespitosa*. – Maßstriche: 4 mm (9), 2 mm (10).

feucht-kühlen Klingen beschränkt, meist liegen sie im Bereich des Stubensandsteins. *Hookeria lucens* ist vor allem durch eine Zunahme der Nährstoffeinträge gefährdet, die durch großflächige Holzentnahmen oder Kalkungen der umgebenden Waldflächen ausgelöst werden können. Wegebau und die Stickstoffeinträge durch Niederschläge stellen eine weitere Gefahr dar.



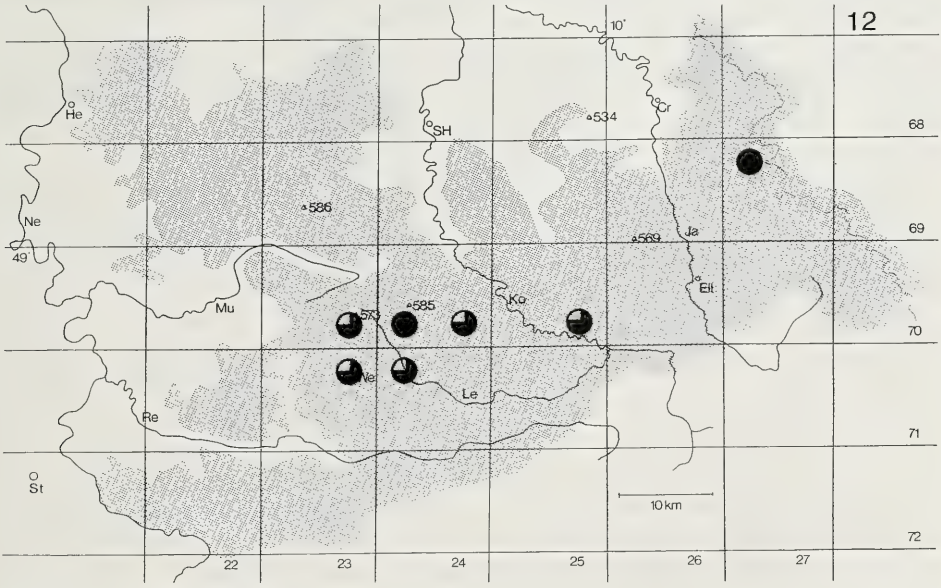


Abb. 11. *Hookeria lucens.*
Abb. 12. *Hypnum pratense.*

3.2.*17. Hypnum pratense* (Rabenh.) W. Koch (Abb. 12)

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Alpenvorland zerstreut, im Südschwarzwald und im Oberrheingebiet selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6927 NW: Niedermoor S Neuhaus, Kalkflachmoor mit Quellstellen, Stubensandstein, 470 m, M. Nebel 26. 05. 1989 (STU). – 7023 SO: Oberes Wieslauftal zwischen Ebnisee und Laufenmühle, D. Rodi um 1960 (briefliche Mitteilung 1994). – 7024 SW: Moor bei Schadberg, Rodi (1960: Tab. II), Vorkommen besteht noch: Kalkarmes Niedermoor am Hang S Schadberg, einzelne Pflanzen in Moosrasen, Torf über Stubensandstein, 475 m, M. Nebel 30. 05. 1988 (STU); – NSG am Mosbach SW Menzles, *Eriophorum latifolium*-Flachmoor, Stubensandstein, 465 m, Sauer & Nebel 08. 07. 1988 (STU); – Flachmoor O Humbach, D. Rodi um 1960, inzwischen wohl erloschen (briefliche Mitteilung 1994). – 7024 SO (SW): Umgebung des Badesees NO Gschwend, D. Rodi um 1960, inzwischen wohl auch vernichtet (briefliche Mitteilung 1994). – 7025 SO: Hammerschmiedweiher SW Adelmannsfelden, in Sumpfwiesen, Torf über Stubensandstein, 430 m, R. Düll 20. 04. 1963 (STU), Düll (1965); – Flachmoor oberhalb Hammerschmiedsee bei Pommertsweiler, D. Rodi um 1960, Fundort durch Ausbaggern des Sees vernichtet. – 7123 NO: O Seiboldsweiler, Rodi um 1960. – 7124 NW: Wolfsbach zwischen Burgholz und Wahlenberg. D. Rodi um 1960, inzwischen bewaldet, die drei letzten Angaben briefliche Mitteilung von D. Rodi 1994.

Bemerkungen: *Hypnum pratense* bevorzugt in den Flachmooren basenreichere Standorte, meidet aber die stärker kalkhaltigen Flächen. Es reagiert sehr empfindlich auf Nährstoffeinträge, offensichtlich ist das Moos dann nicht mehr konkurrenzfähig. Unter optimalen Verhältnissen bildet es mehr oder weniger reine, auch größere Rasen, bei verschlechterten Bedingungen sind es dann nur noch vereinzelt wachsende Pflanzen. Dem Lebensraum der Art drohen zahlreiche Gefahren (vergleiche 3.1.*3.*), im Gebiet ist sie stark gefährdet.

3.2.*18. Neckera pumila* Hedw. (Abb. 13)

Verbreitung in Baden-Württemberg: In Schwarzwald und Alpenvorland zerstreut, im Odenwald und auf der Schwäbischen Alb selten.

Oberer Neckar: 7617 SW: Weiden/Sulz, A. Wälde um 1920 (STU), Bertsch (1949). – 7717 SW: Villingendorf, Dunningerstraße, an Weißtanne, (Lettenkeuper), M. Eggler 09. 01. 1904 (STU), Eggler (1916: 155). – 7717 SO: Tann NO Villingendorf, (Gipskeuper), Eggler (1916). – 7817 NO: Eichwald NW Rottweil, an Weißtanne, (Lettenkeuper), M. Eggler 18. 02. 1904 (STU), Eggler (1916).

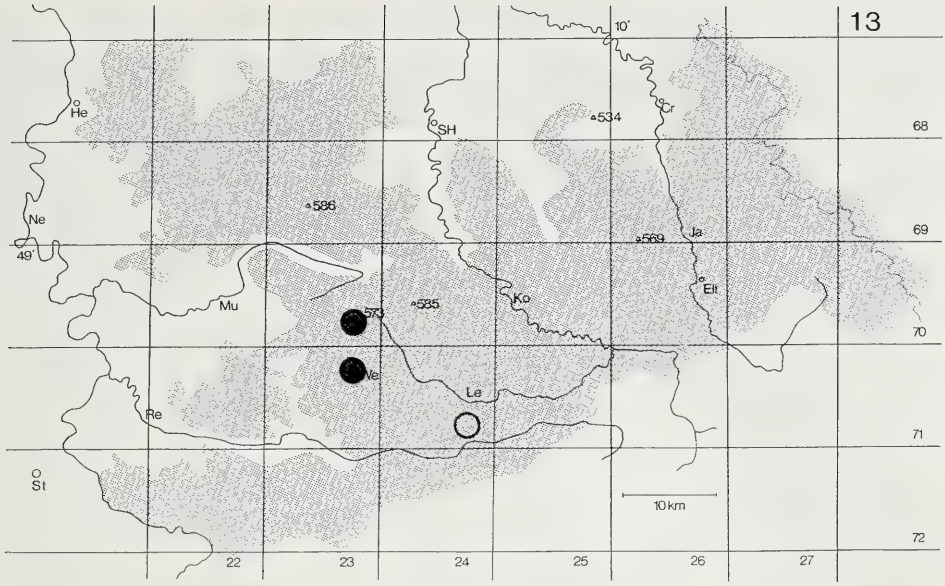
Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7023 SO: Steinhäusle (NSG) N Kaisersbach, am Fuß der Klingen, auf Buche, Bunte Mergel, 440 m, M. Nebel 26. 09. 1989 (STU). – 7123 NO: Wieslaufschlucht (NSG) unterhalb Klingenmühle, Schluchtwald in Bachnähe, auf Hainbuche, sehr luftfeucht, Bunte Mergel, 360 m, Nebel & Schoepe 14. 03. 1991 (STU). – 7124 SO: Schwäbisch Gmünd, an Tannen im Taubental, Herter (1887).

Schönbuch: 7419 NO: Schönbuch NO Kayh, Bachschlucht, an Pappelborke, (Bunte Mergel), 500 m, R. Düll 19. 12. 1959 (STU), Düll (1965).

Vorland der Ostalb: 7224 NO: Bei Straßdorf, gegen den Hohenrechberg, Herter (1887).

Vorland der Südwestalb: 7618 SW: Aue des Rindelbaches, von Borke einer Esche, 560 m, K. H. Harms 17. 04. 1977 (STU). – 7918 NW: Grub bei Aldingen, Eggler (1916).

Bemerkungen: *Neckera pumila* benötigt mindestens 900–1000 mm Jahresniederschlag (Philippi 1993). Sie meidet die eigentlichen Kalkgebiete und bevorzugt Baumarten mit basenarmer Borke. Auf stark saure Immissionen reagiert die Art jedoch empfindlich. Sie ist also mit geringer Schwankungsbreite auf den schwach sauren Bereich beschränkt. Da der Basengehalt hier gering ist, fallen Auswaschungen durch saure Niederschläge besonders ins Gewicht. Dies führt zu einer verstärkten



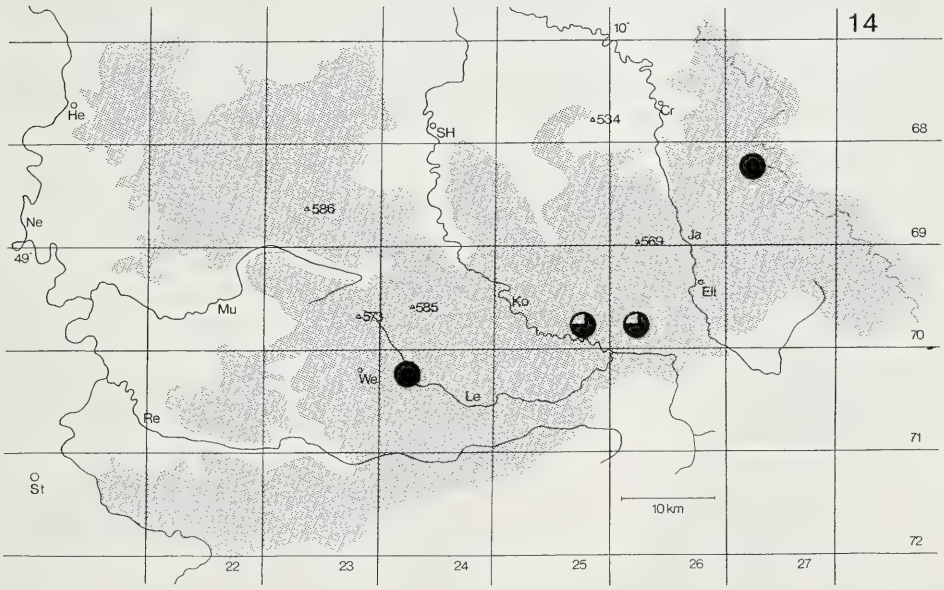


Abb. 13. *Neckera pumila.*
Abb. 14. *Philonotis caespitosa.*

Gefährdung, der an sich schon seltenen Art. Die bekannten, aktuellen Vorkommen im Schwäbisch-Fränkischen Wald sind an geschützte, sehr luftfeuchte Standorte in Klingen gebunden, sie liegen beide in Naturschutz- und Bannwaldgebieten. Weitere Fundorte sollten bei Bekanntwerden in gleicher Weise geschützt werden.

Karte für den östlichen Odenwald bei Philippi (1993).

3.2.19. *Philonotis caespitosa* Jur. (Abb. 10, 14)

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Odenwald und Alpenvorland zerstreut, im Schwarzwald sehr zerstreut, im südlichen Oberrheingebiet sehr selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6927 NW: Wiesengraben NO Wäldershub, auf Sand, Stubensandstein, 505 m, M. Nebel 26. 05. 1989 (STU), rev. M. Sauer. – 7025 SO: Beim Hammerschmiedweiher SW Adelmannsfelden, auf Schlamm eines abgelassenen Stauteiches, häufig, Stubensandstein, 430 m, R. Düll 20. 04. 1963 (STU), rev. F. Koppe, Düll (1970). – 7026 SW: Sägweiher bei Eschpachweiler, Stubensandstein, 450 m, K. Mahler 18. 05. 1948 (STU), det. K. Bertsch. – 7124 NW: Wolfsbachtal S Hüttenbühl, Forstweggraben, am Grund des Grabens, auf lehmigem, kalkarmem Lehm, naß, Stubensandstein, 445 m, M. Nebel 26. 09. 1989 (STU), rev. Sauer & Nebel.

Schönbuch: 7420 NW: Ehemalige Kapelle NW Bebenhausen, saures Waldmoor im Laubwald, Knollenmergel, 520 m, K. H. Harms 07. 1962 (STU), Düll (1965), bei diesem Beleg handelt es sich um *Ph. arnellii* (rev. M. Sauer).

Schwäbische Alb: 7225 SO: Bei der neuen Hülbe N Heidhöfe, in einem nassen Graben über Feuersteinlehm, 660 m, R. Düll 03. 06. 1961 (STU), det. F. Koppe, Düll (1970). – Bei dem Beleg aus der Schopflocher Torgrube (Bertsch 1959) handelt es sich um *Philonotis fontana* (rev. M. Sauer).

Bemerkungen: *Philonotis caespitosa* wächst auf feuchten bis nassen, kalkarmen, meist lehmigen oder sandig lehmigen Substraten. Dabei bevorzugt die schwachwüchsige Art offene Flächen in Gräben, auf Teichschlamm, im Sumpfwiesen und Mooren. Im Schwäbisch-Fränkischen Wald ist sie nur von Sekundärstandorten bekannt. Die Wiesengräben des Firngrundes sind stark durch Drainage und Eutrophierung bedroht, letztere gefährdet auch die reiche Teichbodenflora des Gebietes, die auf nährstoffarme Boden angewiesen ist. Unser Moos ist hier wie in ganz Baden-Württemberg gefährdet.

3.2.20. *Polytrichum alpinum* Hedw.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Südschwarzwald: Im Hochschwarzwald ziemlich verbreitet, im Oberriedertal bis 600 m herabreichend.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7024 SW: Brunnenklinge bei Kaisersbach, Sandsteinfelsen, Stubensandstein, 520 m, G. Philippi 1991 (KR); Brunnenklinge, felsige Bachklinge, an schattiger, senkrechter Felswand, Stubensandstein, 520 m, Nebel & Sauer 28. 10. 1993 (STU); – Hägelesklinge S Ebersberg, felsige Bachklinge, an schattiger, senkrechter Felswand, humos, Stubensandstein, 510 m, Nebel & Sauer 28. 10. 1993 (STU).

Bemerkungen: Der Fundort dieser hochmontan bis subalpin verbreiteten Art liegt sehr isoliert und niedrig. Die nächsten Vorkommen sind aus dem Südschwarzwald, dem Fichtelgebirge und dem Bayerischen Wald bekannt. Der Neufund überrascht um so mehr, da außer in Harz und Fichtelgebirge (Hertel 1991) *Polytrichum alpinum* in den nördlich gelegenen Mittelgebirgen schon seit längerer Zeit nicht mehr beobachtet worden ist (siehe Düll & Meinunger 1989). Die Pflanzen sehen im Gebiet etwas untypisch aus, sind nie verzweigt und tragen keine Kapseln, zeigen jedoch im Blattquerschnitt ihre typische Zellform. Sie wachsen an senkrechten Felswänden, zwischen den Pflanzen sammelt sich Humus in dünnen Auflagen an. *Polytrichum alpinum* ist in Baden-Württemberg selten und verdient wegen des starken Rückgangs in vielen Teilen Deutschlands besonderen Schutz. Die isolierte, pflanzengeografisch hochinteressante Lage unterstreicht die Notwendigkeit von Schutzbemühungen. Leider sind Brunnen- und Hägelesklinge, obwohl Naturschutzgebiet, wegen ihrer imposanten Felsbildungen stark besucht, zahlreiche Pfade und Stege erschließen die Schluchten intensiv. An vielen Stellen ist die Vegetation der Felsen

durch Tritt und Berühren geschädigt, am Talgrund breiten sich Störzeiger wie die Brombeere aus. Durch einen gezielten Rückbau von Seitenwegen und eine bessere Besucherlenkung sollte versucht werden die Schäden zu begrenzen.

Karte für Deutschland bei DÜLL & MEINUNGER (1989).

3.2.21. *Racomitrium affine* (Schleich.) Lindb.

Hinweis: Für die Bestimmung sollte nach Möglichkeit die Arbeit von FRISVOLL (1988) benutzt werden.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Bisher nur unzureichend bekannt, da meist nicht von *Racomitrium heterostichum* unterschieden. Die Angaben beziehen sich deshalb nur auf Herbarbelege in STU.
Im Schwarzwald zerstreut (15 Fundorte), im Odenwald selten (1 Fundort).

Schönbuch: 7420 NW: Bromberg NW Bebenhausen, Steinhalde im Buchenwald, stellenweise sehr licht, auf kleineren Sandsteinbrocken, Rhät, 570 m, NEBEL & SCHOEPE 27. 08. 1991 (STU).

Bemerkungen: Die Art wächst hier an einer relativ trockenen und lichten Stelle (das Moos bevorzugt sonst feuchtere und schattige Felsflächen), entsprechend sind die Stengel der Pflanzen kurz und die Blätter tragen ein längeres Glashaar, zeigen jedoch im Querschnitt die charakteristische Rippenstruktur. Außerhalb des Schwarzwaldes ist *Racomitrium affine* in Baden-Württemberg selten. Solche isolierten Wuchsorte sollten geschützt werden.

3.2.22. *Racomitrium canescens* (Hedw.) Brid. (Abb. 15, 16)

Hinweise: Für die Bestimmung der Arten aus der *Racomitrium canescens*-Gruppe eignen sich die Arbeit von FRISVOLL (1983) und die darauf basierende Zusammenstellung von HILL (1984) am besten. Alle Angaben von *Racomitrium canescens* und *R. ericoides* (meist als Varietät), die vor diesen Veröffentlichungen gemacht wurden, müssen überprüft werden. Bei den bisher nachgeprüften, richtig bestimmten Belegen von *Racomitrium canescens* var. *ericoides* handelte es sich fast immer um *Racomitrium elongatum* (3.2.26). *Racomitrium ericoides* s. str. konnte in Baden-Württemberg bisher nur einmal im Schwarzwald nachgewiesen werden.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Bisher nur unvollständig bekannt. Den Angaben liegen im wesentlichen Herbarbelege in STU zugrunde. Auf der Schwäbischen Alb verbreitet, in den Gäulandschaften zerstreut, im Oberrheingebiet, im Nordschwarzwald und im Alpenvorland sehr zerstreut.

Stromberg: 6919 SO: Ochsenbach, Straßenböschung W Friedhof, SW-exponierter sonniger Hang, offenerdige Stellen, auf Lehm, Bunte Mergel, 300 m, M. NEBEL 4. 6. 1994 (STU).

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6826 SO: Wacholderberg NW Westgartshausen, S-exponierter Hang, beweidete Wacholderheide, auf Humus über wechseltrockenem Lehm, Gipskeuper, 435 m, M. NEBEL 23. 07. 1993 (STU). – 6924 SO: Gewann Sturz O Eutendorf, S-exponierter Hang, zuwachsende Heidefläche, offene Stelle bei Felsblock, auf Humus über sandiger Erde, Kieselsandstein, 470 m, M. NEBEL 23. 07. 1993 (STU). – 6925 NO: Gründelhardt, Heide (ND) in Straßengabelung N Birkhof, S-exponiert, steile Böschung mit Sandsteinen, lehmiger Sand, Schilfsandstein, 465 m, M. NEBEL 23. 07. 1993 (STU).

Glemswald: 7121 SW: Stuttgart, im Burgholz auf der Erde, (Schilfsandstein) G. v. MARTENS 21. 03. 1815 (STU). – 7220 NW: Gerlinger Heide bei Leonberg, K. BAUR 04. 1943 (STU); Gerlinger Heide (NSG), Magerrasen mit felsigen Stellen, Stubensandstein, 470 m, NEBEL & SAUER 13. 01. 1993. – 7220 SO: Stuttgart-Rohr, Sandgruben, Stubensandstein, TH. BUTTERFASS 12. 04. 1953 (STU).

Schönbuch: 7420 SW: Tübingen, Schloßberg, (Stubensandstein), F. HEGELMAIER 20. 04. 1865 (STU).

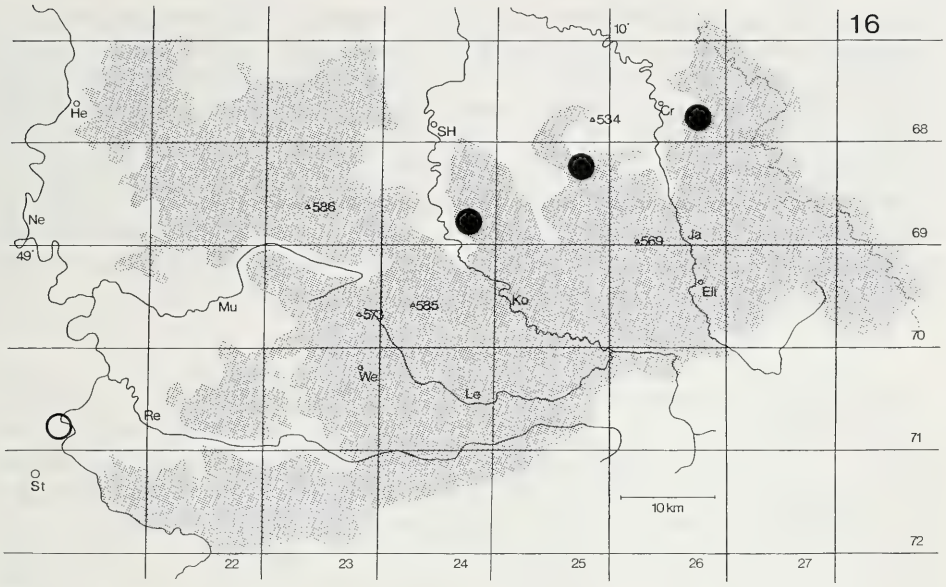
Abb. 15. *Racomitrium canescens.* – Maßstrich: 2 mm.

Vorland der Südwestalb: 7618 SW: Kirnberg S Heiligenzimmern, Steinbruch, Schilfsandstein, K. H. Harms 14. 05. 1977 (STU).

Bemerkungen: *Racomitrium canescens* besiedelt flachgründige, magere, (wechsel)trockene Böden an sonnigen Stellen in Heiden, Halbtrockenrasen, Sandgruben oder Steinbrüchen und bevorzugt basenreicheres, aber oberflächlich entkalktes Substrat. Die Art hat in Baden-Württemberg ihren Verbreitungsschwerpunkt auf der Schwäbischen Alb (wo *R. elongatum* bis jetzt fehlt) und wächst hier als lockere Auflage über leicht humus- oder lehmbedeckten Kalkfelsen. Im Keuperbergland treten sowohl *R. canescens* als auch *R. elontatum* auf, in einem Fall sogar im selben Gebiet, ein direktes Nebeneinander wurde aber noch nicht beobachtet. Die Vorkommen sind vor allem an die verschiedenen Sandsteinschichten gebunden. Hier stammt der Basengehalt entweder aus dem Sandstein selbst oder aus benachbarten Mergellagen. Eine Gefährdung der konkurrenzschwachen und lichtliebenden Art geht in erster Linie von Nährstoffeinträgen sowie vom Zuwachsen und Aufforsten der Heide- und Trockenrasenfläche aus.

3.2.23. *Racomitrium elongatum* Frisvoll (Abb. 17)

Verbeitung in Baden-Württemberg: Die Art (zur Bestimmung vergleiche *R. canescens*) wurde erst 1983 von Frisvoll beschrieben. Die Verbreitungsangaben beziehen sich nur auf Herbarbelege in STU.
Im Schwarzwald (16 Fundorte) und in der Adelegg (4 Fundorte) zerstreut, im Oberrheingebiet (1 Fundort) und im Odenwald (1 Fundort) selten.



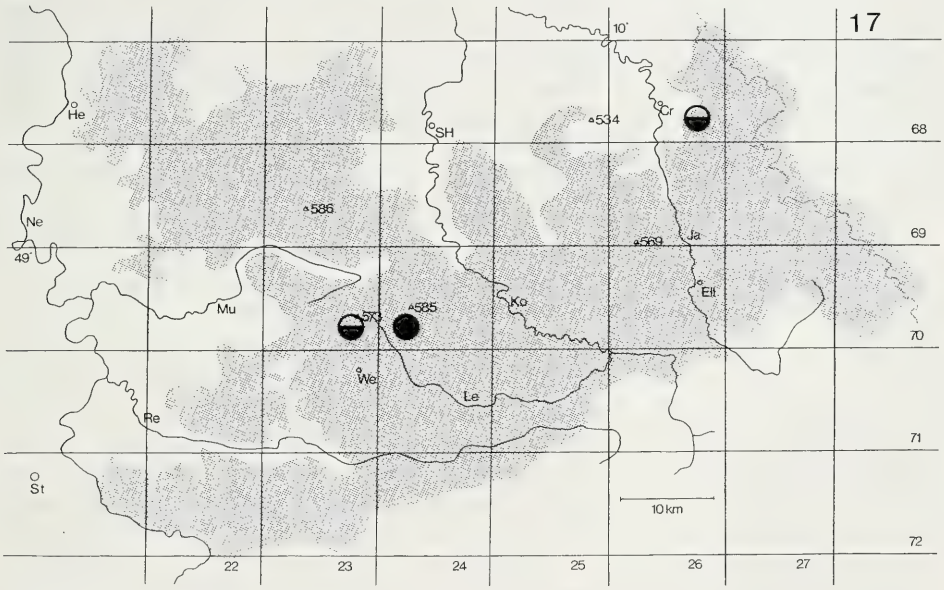


Abb. 16. *Racomitrium canescens.*
Abb. 17. *Racomitrium elongatum.*

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6826 SO: Wacholderberg O Crailsheim, (Gipskeuper), K. Baur 1935 (STU) als *R. canescens.* – 7023 SO: Kaisersbacher Täle, an sandigem Wegrand, (Stubensandstein), F. Hofmann 10. 1934 (STU) als *R. canescens.* – 7024 SW: Kleine Flügelginsterheide S Schadberg, anstehender Felsen, ebene, sonnige Fläche, Stubensandstein, 480 m, M. Nebel 13. 08. 1991 (STU).

Vorland der Südwestalb: 7718 SW: Dautmergen, (Rhätsandstein), K. Bertsch 1900 (STU) als *R. canescens.*

Bemerkungen: *Racomitrium elongatum* hat seinen Verbreitungsschwerpunkt im Schwarzwald und ist in den übrigen Gebieten bisher erst an wenigen Stellen beobachtet worden. Es wächst an ähnlichen Stellen wie *R. canescens* fehlt jedoch bisher in den Kalkgebieten. Die Unterlage ist in der Regel deutlich basenärmer. Als Standorte kommen verstärkt Felsen, Mittelsteifen von Wegen und Böschungen hinzu. Unsere Art ist im Gebiet stärker gefährdet als *R. canescens*, da sie seltener auftritt und die einzelnen Fundpunkte isolierter liegen. Nachsuchen am Wacholderberg und bei Kaisersbach blieben erfolglos. Das sehr kleine Vorkommen bei Schadberg ist durch wiederholtes Aufspritzen von Flüssigmist akut vom Aussterben bedroht. Weitere aktuelle Wuchsorte im Keuperbergland sind nicht bekannt.

3.2.24. *Rhynchostegiella jacquinii* (Garov.) Limpr.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Auf der Schwäbischen Alb sehr zerstreut, am oberen Neckar, im Wutachgebiet und in der Adelegg selten. Nach Ahrens (1992, hier auch Angaben zur Ökologie und Soziologie) im Neckargebiet, in den Randgebieten des Odenwaldes, im Kraichgau und in der Vorhügelzone des Schwarzwaldes verbreitet, im Bodenseegebiet sehr zerstreut.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6823 NW: Rechtenbachtal SO Michelbach, auf feuchtem, schattigem Sandstein in Bachnähe, Schilfsandstein, 345 m, M. Nebel 01. 11. 1983 (STU). – 6825 SO: Oberlauf der Teufelsklinge SO Lorenzenzimmern, auf feuchtem Sandstein im Bach, Schilfsandstein, 460 m, M. Nebel 09. 11. 1984 (STU). – 6925 NW: Untersontheim, im Wald, C. A. Kemmler 08. 1858 (STU), Hegelmaier (1873); – Untersontheim, in einer Waldklinge an nassen Steinen, C. A. Kemmler 07. 1862 (STU); – Merkelbach, in einer Waldschlucht, an Steinen, C. A. Kemmler 08. 1858 (STU), Hegelmaier (1873) – alle 3 Proben als *Rhynchostegium teesdalii*. – Hierher gehört sehr wahrscheinlich auch die Angabe: 6925 NW: Schneckenweiler, C. A. Kemmler, Hegelmaier (1873), als *Rhynchostegium teesdalii*, ohne Beleg.

Schönbuch: 7321 SO: Teufelsklinge W Oberensingen, felsige Bachklinge, Hanglaubwald, auf Gestein im Bachbereich, Knollenmergel/Rhät, 330 m, M. Sauer 05. 11. 1992 (STU).

Bemerkungen: Hegelmaier (1873) führt in seiner Arbeit nur *Rhynchostegium teesdalii* an. Die beiden Arten wurden zur damaligen Zeit in der deutschen Literatur nicht getrennt. Bertsch (1949, 1959) hat die Angaben nicht in seine Flora übernommen. Er begründet dies in seinem Zettelkatalog, der in Stuttgart liegt, wie folgt: „Nach Mönkemeyer – die Laubmoose Europas – fehlt *Rhynchostegiella teesdalii* in Mitteleuropa, die Hauptverbreitung liegt in Großbritannien. Das Moos ist also aus der württembergischen Flora zu streichen. Die Angabe geht zurück auf Kemmler: 1858!." Eine Prüfung der Herbarbelege durch Bertsch fand nicht statt. *Rhynchostegiella jacquinii* wächst im Schwäbisch-Fränkischen Wald auf kleineren Steinen am Bachrand und in periodisch fließenden Bächen auf basenhaltigem Substrat mit guter Nährstoffversorgung. Bei den aktuellen Funden handelte es sich in beiden Fällen um Schilfsandstein, dieser feine, sehr feste Sandstein bietet für das zarte Moos offensichtlich besseren Halt als der grobe, leichter zerfallende Stubensandstein. Ähnliches gilt für das Rhät. Die unscheinbare Art ist früher meist übersehen worden, trotz der zahlreichen Funde aus letzter Zeit deutet nichts auf eine Ausbreitung hin.

3.2.25. *Rhytidiadelphus subpinnatus* (Lindb.) T. Kop.

Rhytidiadelphus calvescens (Lindb.) Roth.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Alpenvorland und im Schwarzwald zerstreut, im Odenwald, in der Baar und auf der Schwäbischen Alb selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 7023 SO: Klinge W Rotenmad, Bachaue im Fichtenforst, über Pflanzenresten auf humosem, lehmigem Sand am Bachufer, feucht, Stubensandstein, 490 m, M. NEBEL 06. 11. 1990 (STU).

Bemerkungen: Das Taxon wurde lange in den gängigen Floren nicht unterschieden und deshalb nicht beachtet. Jetzt zeigt sich, daß das Moos in Fichtenbeständen montaner Lagen in Baden-Württemberg weiter verbreitet ist. Dies hängt wesentlich mit der starken Ausbreitung von Fichtenkulturen durch den Menschen zusammen. *Rhytidiadelphus subpinnatus* wächst auf frischen bis feuchten, basenarmen, aber nährstoffreicheren, humosen Böden im Auenbereich von Waldbächen, wobei bevorzugt die etwas höher gelegenen, nur gelegentlich überfluteten Flächen besiedelt werden.

3.2.26. *Scorpidium scorpioides* (Hedw.) Limpr.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Alpenvorland verbreitet, im Oberrheingebiet, im Schwarzwald und auf der Donaualb selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6927 SO: Oberholzweiher O Wört, Verlandungszone, Stubensandstein, 456 m, M. VOGGESBERGER 25. 07. 1986, det. M. NEBEL (STU). – 7124 NW: Wolfsbach bei Hüttenbühl. – 7125 SW: Täferrot, Benzenried, beide Angaben D. RODI um 1960 (brieflicher Mitteilung 1994), bisher nur in Stetigkeitstabelle bei RODI (1963: Tab. I).

Bemerkungen: *Scorpidium* wächst in nassen, basenreichen Flachmooren, bevorzugt an quelligen Stellen über Kalkschlamm. Bei dem isoliert liegenden Vorkommen am Oberholzweiher handelt es sich um recht basenarmes Substrat, auch in der näheren Umgebung konnten keine Kalkzeiger beobachtet werden. Die nächsten Fundorte außerhalb des Schwäbisch-Fränkischen Waldes liegen im Arnegger Ried und bei Allmendingen. Eine Verbreitung durch Wasservögel ist am wahrscheinlichsten.

Karte für den Schwarzwald bei DIERSSEN & DIERSSEN (1984).

3.2.27. *Sematophyllum demissum* (Wils.) Mitt.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Nordschwarzwald sehr zerstreut, in Südschwarzwald und Odenwald selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6922 NO: Schlatbachtal SO Vorderbüchelberg. SW-exponierter Buchen-Hangwald mit kleinen Felsblöcken, auf kalkarmem, trockenem Sandstein, Stubensandstein, 480 m, M. NEBEL 06. 05. 1992 (STU). – 7221 NO: Kernen NO Uhlbach, Salzlecke, Klinge im Wald, SO-exponierter Hang, Hainsimsen-Buchenwald, auf kalkarmem Sandstein, Stubensandstein, 430 m, M. NEBEL 29. 05. 1989 (STU).

Bemerkungen: Die atlantische Art erreicht am Kernen bei Stuttgart die Ostgrenze ihrer europäischen Verbreitung (siehe SCHUMACKER & DE ZUTTERE 1982). Beide Vorkommen liegen in wintermilden, niederschlagsreichen Gegenden in der Nähe von Weinbaugebieten. *Sematophyllum* wächst hier an Südhängen auf kleinen, trockenen Sandsteinblöcken in relativ lichten Buchenwäldern. Die Populationen umfassen jeweils nur wenige Pflanzen. Trotz intensiver Suche konnten in der näheren Umgebung keine weiteren Vorkommen festgestellt werden. Am Kernen sind *Tritomaria exsecta, Dicranum fulvum* und *Oxystegus tenuirostris* als Begleiter zu verzeichnen. Da ältere Funde fehlen, ist ein Rückgang im Untersuchungsgebiet nicht nachweisbar. Dennoch muß von einer starken Gefährdung ausgegangen werden, da schon geringe Eingriffe ausreichen, die Blöcke oder deren Umgebung so stark zu verändern, daß die Vorkommen verloren gehen. Am besten sind die Wuchs-

orte durch den Erhalt des bestehenden, naturnahen Laubwaldes geschützt. Sollten Eingriffe in den Bestand unvermeidlich sein, wäre ein Schutz bei Einzelbaumentnahmen (größte Vorsicht beim Rücken der Stämme) unter Beibehaltung einer Dauerbestockung mit Naturverjüngung am ehesten gewährleistet. Ohne die Hinweise von G. Philippi, der mir das Moos im Schwarzwald gezeigt hat, wäre der Fund dieser äußerst unscheinbaren Art nie gelungen.

Karte für Europa bei Schumacker & De Zuttere (1982).

3.2.28. *Sphagnum rossowii* Warnst. (Abb. 18)

Sphagnum robustum (Warnst.) Card.

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Schwarzwald und Alpenvorland zerstreut, im Odenwald selten.

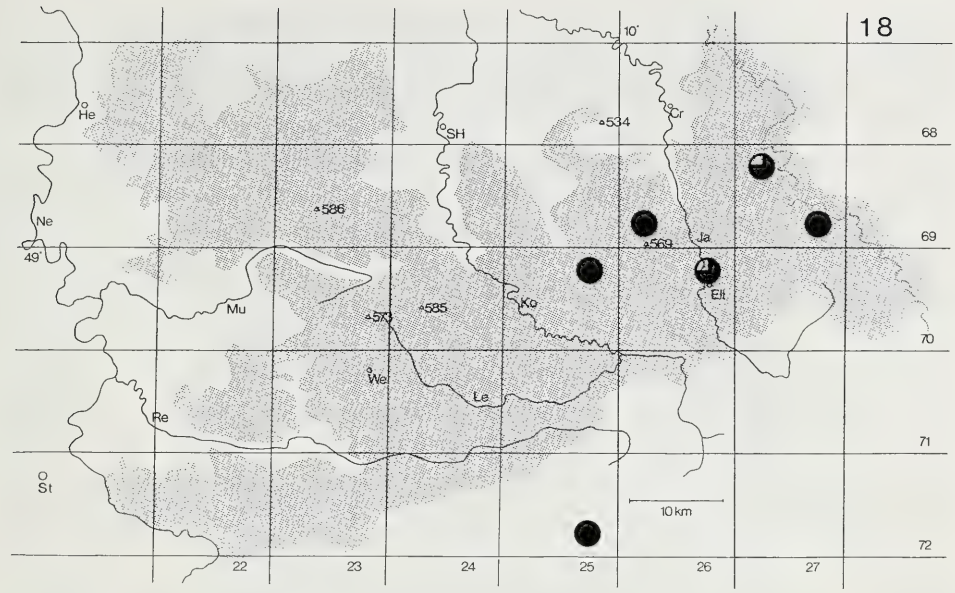
Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6926 SW: Einsiedelbachtal W Hohenberg, lichter Fichtenforst, nasse Stelle, Rohhumus, Stubensandstein, 485 m, M. Nebel 21. 10. 1988 (STU). – 6927 NW: Buchmühle NW Matzenbach, Stubensandstein, 450 m, Düll (1969–76). – 6927 SO: Hilsenweiher W Gaxhardt, Waldmoor mit Fichten und Kiefern am SW-Zufluß, auf Torf, Stubensandstein, 455 m, M. Nebel 08. 10. 1988 (STU). – 7025 NO: Eiwald N Hinterbüchelberg, Waldmoor in Fichtenbestand, zwischen *Sphagnum palustre*, auf Torf, Stubensandstein, 450 m, M. Nebel 04. 10. 1991 (STU); – Spitzklinge SO Gerabronn, Bachaue am Hangfuß, Waldmoore in Fichtenbestand, zwischen *Sphagnum palustre*, auf Torf, Stubensandstein, 455 m, M. Nebel 17. 10. 1991 (STU). – 7026 NO: Ellwangen, Rotenbachtal gegenüber der Ölmühle, Wegböschung, Stubensandstein, 430 m, R. Düll 30. 05. 1961 (STU), Düll (1965).

Rammert: 7519 NO: Gewann Weiherdamm S Kiebingen, sehr lichter Fichtenhochwald, vermoorter Quellbereich, auf Torf direkt am Bach, naß, Stubensandstein, 485 m, M. Nebel 31. 03. 1993 (STU).

Ostalb: 7225 SO: Rauhe Wiese (NSG) SW Rötenbach, Heidemoor, zentrale Fläche, auf *Polytrichum commune*-Bult, nährstoffarmer Torf, zeitweise beschattet, Feuersteinlehm über Weißjura, 665 m, Nebel & Sauer 13. 10. 1992 (STU); – Hülbe am Märtelesberg SO Heidhöfe, verlandete Hülbe in Fichten-Altbestand, bestandsbildend im Zentrum, auf Torf, Feuersteinlehm über Weißjura, 660 m, Nebel & Sauer 13. 10. 1992 (STU).

Bemerkungen: *Sphagnum russowii* wächst im Schwäbisch-Fränkischen Wald an abflußträgen Oberläufen wenig eingetiefter Bäche in Fichtenbeständen oft zusammen mit *Sphagnum palustre*. Meist haben sich über dem tiefgründig entkalkten, sehr nährstoffarmen Stubensandstein schon stärkere Torfschichten gebildet. In der Regel handelt es sich um kleine Populationen.
Auf der Schwäbischen Alb war die Art bisher nicht bekannt. Hauff (1936) gibt nur das nahe verwandte *Sphagnum rubellum*, ein Moos der Hochmoore, für die Rauhe Wiese an [nach Düll (1969–76) fraglich]. Auch Seidel & Winkler (1974) führen es in ihrer Arbeit für die Hülbe am Märtelesberg an. Sowohl im Naturschutzgebiet Rauhe Wiese wie in der Hülbe am Märtelesberg findet man heute nur *Sphagnum rossowii*. Wahrscheinlich handelt es sich in beiden Fällen um Fehlansprachen (die Suche nach Herbarbelegen in Tübingen und Stuttgart war erfolglos). Unser Moos paßt als typischer Besiedler von Waldmooren auch besser zu den angeführten Standorten. *Sphagnum russowii* ist trotz der Neufunde im Gebiet wegen seiner Seltenheit und der geringen Größe der Vorkommen gefährdet. Insbesondere Kalkungen der umliegenden Waldflächen, Nährstoffeinträge aus landwirtschaftlichen Flächen und Wegebau sowie sehr dichte Bepflanzung mit Fichten können zu Schäden führen.

Karte für den Schwarzwald bei Dierssen & Dierssen (1984).



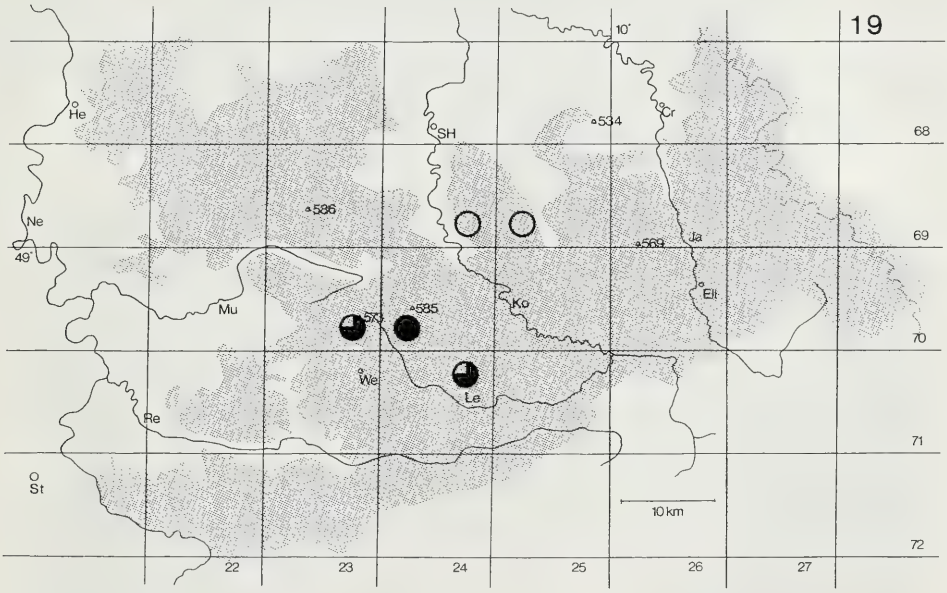


Abb. 18. *Sphagnum russowii.*
Abb. 19. *Sphagnum teres.*

3.2.29. *Sphagnum teres* Aongstr. (Abb. 19)

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Südschwarzwald, Odenwald und Alpenvorland zerstreut, im Nordschwarzwald und auf der Schwäbischen Alb selten.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6924 SO: Haspelhäuser See (heute Haspel See), C. A. Kemmler, Hegelmaier (1873). – 6925 SW: Kottspiel (Übergangsform zu *Sph. squarrosum*), C. A. Kemmler, Hegelmaier (1873). – 7023 SO: Moor S Kaisersbach, Braunseg-

genrasen, Stubensandstein, 512 m, Rodi (1960: Tab. II). – 7024 SW: Hangquellmoor S Schadberg, nasse, stark vermoorte Stellen, kalkarm, Torf über Stubensandstein, 475 m, M. Nebel 19. 07. 1990 (STU); – Gauchshauserbach W Menzles, Aue, Flachmoor, Stubensandstein, 465 m, M. Nebel 19. 07. 1990 (STU). – 7124 NO: NW Spraitbach, Rodi um 1960 (briefliche Mitteilung 1994), bisher nur in Stetigkeitstabelle (Rodi 1963: Tab. II).

Bemerkungen: Die Art bevorzugt in Flachmooren basenreichere, aber nährstoffarme Standorte, wobei kalkreiche Stellen gemieden werden. Die geringe Zahl der Angaben ist hauptsächlich auf die schwierige Bestimmung und Geländeansprache des unauffälligen Bleichmooses zurückzuführen, das oft schwachen Formen von *Sphagnum squarrosum* gleicht. Der Verlust zahlreicher Streuwiesen und Niedermoore im Schwäbisch-Fränkischen Wald hatte sicher auch einen starken Rückgang von *Sphagnum teres* zur Folge, obwohl dieser wegen weitgehend fehlender älterer Angaben nicht nachzuweisen ist. Die Funde aus neuerer Zeit stammen alle aus geschützten Gebieten. Die Pflege der Bleichmoosrasen kann auf ein gelegentliches Entfernen der Gehölze beschränkt bleiben, da eine Krautschicht hier nur schwach entwickelt ist. Eine intensivere, regelmäßige Mahd (zum Beispiel mit dem Balkenmäher) führt oft zur Zerstörung der Moosdecken, die sich nur sehr langsam erholen. Das Schadberger Moor ist durch das Ausbringen von Gülle und Schwemmmist in unmittelbarer Umgebung (vor allem am Oberrand des Hangmoores) akut gefährdet. Die Ausweisung weiträumiger Wasserschutzgebiete als Pufferzonen um die auch als Grundwasserlieferanten wichtigen Moorflächen wäre dringend erforderlich. In Deutschland nach Düll & Meinunger (1989) gefährdet bis vom Aussterben bedroht.

Karte für den Schwarzwald bei Dierssen & Dierssen (1984).

3.2.30. *Tetrodontium brownianum* (Dicks.) Schwaegr. (Abb. 20–22)

Verbreitung in Baden-Württemberg: Im Nordschwarzwald zerstreut, im Odenwald selten. Nach Düll & Meinunger (1989) auch im Alpenvorland: 8223.

Schwäbisch-Fränkischer Wald: 6821 SO: Köpfertal (NSG), SO Heilbronn, Steinkohlenklinge, Schluchtwald, feucht-schattige Felswand, 90°, Schilfsandstein, 230 m, M. Sauer 22. 03. 1993 (STU). – 6922 NO: Tobelschlucht N Großhöchberg, an Sandsteinfelsen, sehr schattige Felsfläche, 120°, basenarm, Stubensandstein, 470 m, M. Nebel 16. 11. 1988 (STU); – Schlatbachtal NO Großhöchberg, Oberlauf, Waldschlucht mit Felsen, an überhängender Felsfläche, schattig, basenarm, Stubensandstein, 480 m, M. Nebel 22. 05. 1992. – 7023 SO Gallengrotte N Ebnisee, Klinge im Wald, anstehender Fels am Steilhang, 120°, frisch, schattig, Stubensandstein, 510 m, M. Nebel 06. 11. 1990 (STU); – Steinhäusle (NSG) N Kaisersbach, Klinge im Wald, an Felswand, 90°, schattig, basenarm, Stubensandstein, 500 m, M. Nebel 15. 09. 1989 (STU). – 7024 SW: NSG Brunnen- und Hägelesklinge, H. Muhle (mündliche Mitteilung) 1986; Brunnenklinge S Ebersberg, an Felswand, 100°, schattig, basenarm, Stubensandstein, 510 m, M. Nebel 15. 09. 1989 (STU). – 7123 NO: Kesselgrotte bei Lettenstich, an Sandstein, schattige Felsfläche, 90°, Stubensandstein, 480 m, M. Nebel 16. 04. 1989 (STU). – 7124 SW: Schillergrotte, H. Muhle (mündliche Mitteilung) 1986; – Klinge NW Schölleshof, an Sandstein, überhängende Felsfläche, Stubensandstein, 360 m, M. Nebel 27. 04. 1988 (STU). – 7224 NW: Eberhardsfelsen (ND) SO Lorch, an Sandsteinfelsen, 90°, Stubensandstein, 390 m, Nebel & Sauer (STU).

Bemerkungen: Die ersten Beobachtungen von *Tetrodontium brownianum* aus dem Gebiet stammen von H. Muhle, der mir seine Angaben freundlicherweise überlassen hat. Die Vorkommen liegen mit einer Ausnahme im Stubensandstein, meist handelt es sich um die oberen Schichten, den Höhlensandstein, der überwiegend kieseliges Bindemittel aufweist und wenig Kalk enthält. Das relativ grobkör-

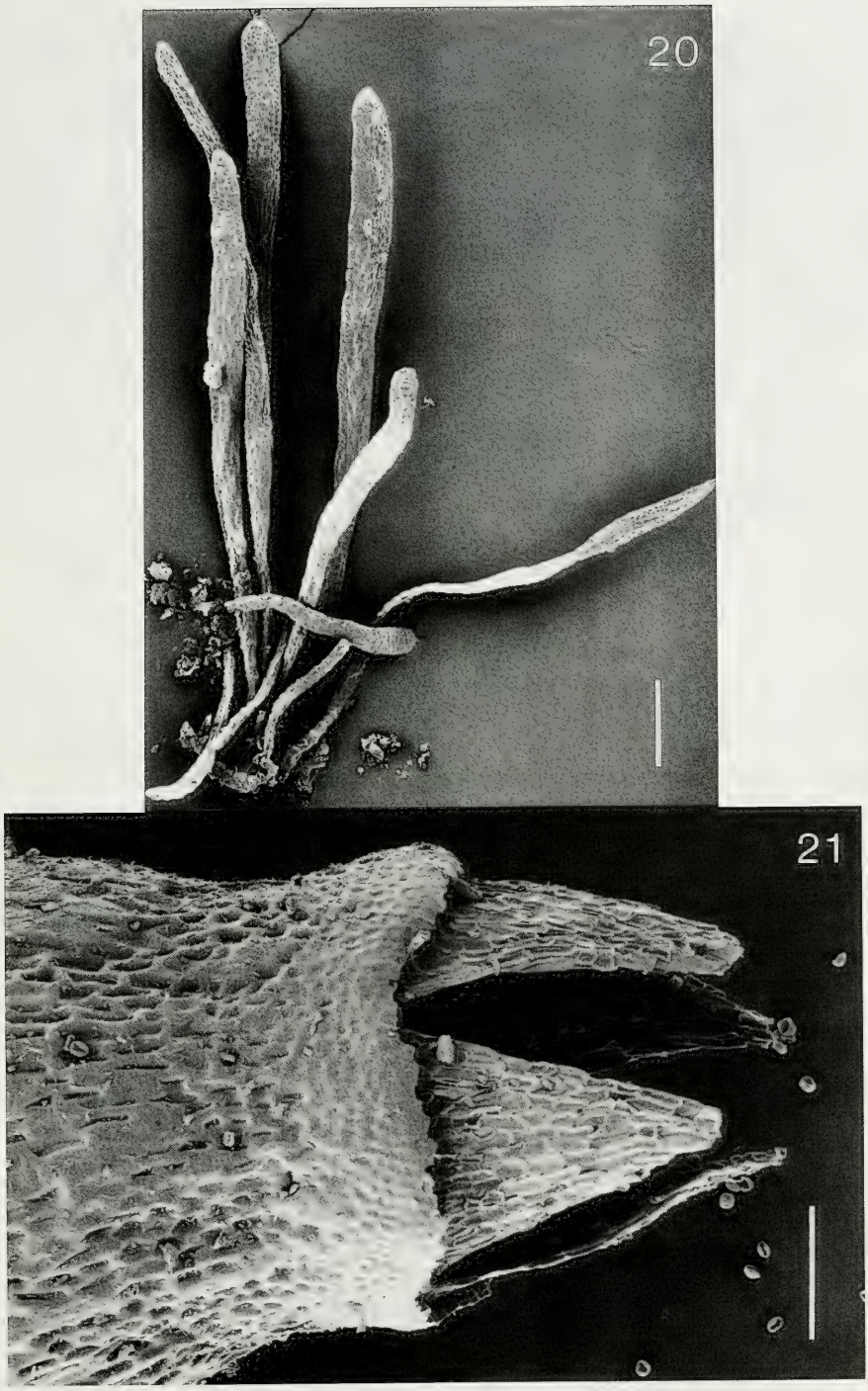


Abb. 20–21. *Tetrodontium brownianum.* – 20. Protonema-Blätter; – 21. Kapselmündung. – Maßstriche: 0,2 mm (20), 0,1 mm (21).

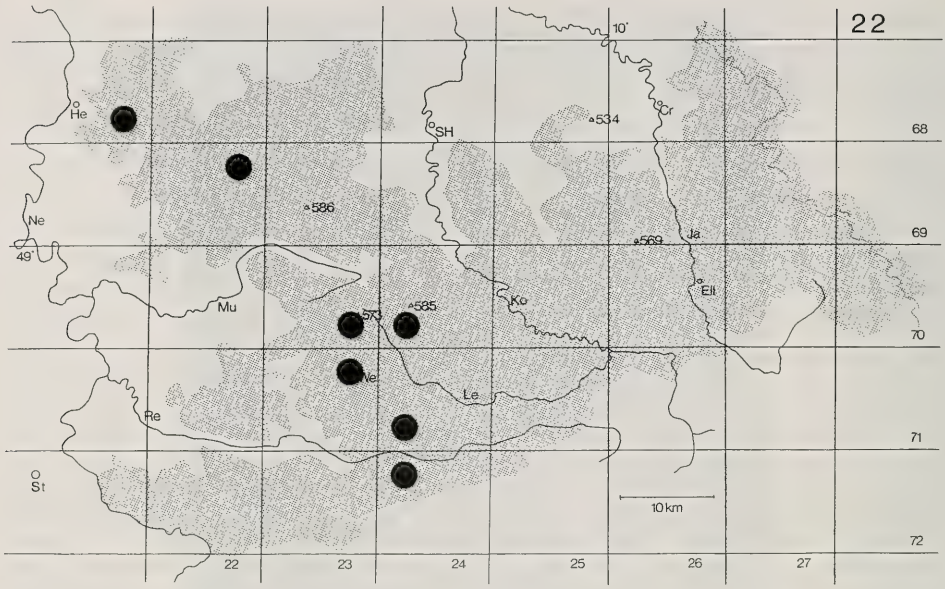


Abb. 22. *Tetrodontium brownianum.*

nige Substrat bietet dem Moos guten Halt und in den Zwischenräumen Platz zum Speichern von Feuchtigkeit. Die subatlantisch-montan verbreitete Art benötigt die hohe Luftfeuchtigkeit der tief eingeschnittenen Klingen und wurde bisher nur hier gefunden. Die besiedelten Felsflächen sind in der Regel stärker als 90° geneigt, 120° und mehr sind keine Seltenheit. In der Brunnenklinge erreichen einzelne Bestände eine Größe von mehreren Quadratmetern, die meisten Vorkommen sind deutlich kleiner. Oft handelt es sich um mehr oder weniger reine Bestände, als Begleiter treten regelmäßig *Diplophyllum albicans* und *Tetraphis pellucida* hinzu. *Tetrodontium brownianum* fruchtet regelmäßig, nur an extrem geneigten und damit sehr trockenen Stellen sind Kapseln seltener. Die Art ist im Schwäbisch-Fränkischen Wald nicht gefährdet, lediglich ein zu starker Besuch der Klingen wie beispielsweise in der Brunnenklinge kann auf die Dauer zu Schäden führen. In den östlich und nördlich gelegenen Mittelgebirgen ist sie äußerst selten und mit einer Ausnahme schon lange nicht mehr bestätigt worden.

Karte für Deutschland bei Düll & Meinunger (1989).

4. Literatur

Ahrens, M. (1992): Die Moosvegetation des nördlichen Bodenseegebietes. – Diss. Bot. 190: 681 S.; Berlin & Stuttgart.

Bertsch, K. (1949): Moosflora. – 1. Auflage, 193 S.; Stuttgart & Ludwigsburg.

– (1959): Moosflora von Südwestdeutschland. – 2. Auflage, 234 S.; Stuttgart.

Butterfass, Th. (1954): Kleiner Beitrag zur württembergischen Moosflora. – Mitt. Ver. Naturw. und Math. Ulm **24** (1950–54): 100–109; Ulm.

Corley, M. F. V., Crundwell, A. C., Düll, R., Hill, M. O. & A. J. E. Smith (1981): Mosses of Europe and the Azores; an annotated list of species, with synonyms from the recent literature. – J. Bryol. **11**: 609–689; Oxford.

Corley, M. F. V. & A. C. Crundwell (1991): Additions and amendments of the mosses of Europe and the Azores. – J. Bryol. **16**: 337–356; Oxford.

DIERSSEN, B. & K. DIERSSEN (1984): Vegetation und Flora der Schwarzwaldmoore. – Beih. Veröff. Naturschutz Landschaftspl. Bad.-Württ. **39**: 1–512; Karlsruhe.

DÜLL, R. (1965): Beiträge zur Kenntnis der Verbreitung südwestdeutscher Moose. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. **120**: 200–216; Stuttgart.

– (1969–76): Moosflora von Südwestdeutschland. – Mitt. bad. Landesver. Naturk. Naturschutz (N. F.) **10**: 39–138, 301–329, 509–542, 701–728; (N. F.) **11**: 275–310; Freiburg i. Br.

– (1970): Zweiter Beitrag zur Kenntnis der Verbreitung südwestdeutscher Moose, insbesondere von *Schistostega pennata*. – Jh. Ges. Naturk. Württ. **125**: 109–136; Stuttgart.

– (1981): Zur Verbreitung und Ökologie von *Metzgeria fruticulosa* (Dicks.) Evans und *M. temperata* Kuwah. in Mitteleuropa. – Herzogia **5** (3+4): 535–546; Braunschweig.

DÜLL, R. & L. MEINUNGER (1989): Deutschlands Moose. – 1. Teil, 368 S.; Bad Münstereifel.

EGGER, K. & H. MATTERN (1959): Zur Moosvegetation der Rhät-Sandsteinblockhalden im Schönbuch. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. **114**: 132–137; Stuttgart.

EGGLER, M. (1916): Beiträge zur Laub-, Torf- und Lebermoosflora von Württemberg. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. **72**: 121–196; Stuttgart.

– (1926): Weitere Beiträge zur Laub- und Lebermoosflora von Württemberg. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. **82**: 52–63; Stuttgart.

FRAHM, J.-P. (1972): Die Ausbreitung von *Campylopus introflexus* (Hedw.) Brid. in Mitteleuropa. – Herzogia **2**: 317–330; Lehre.

– (1982): Verbreitungskarten von Moosen in Deutschland III *Campylopus*. – Herzogia **6**: 1–28; Braunschweig.

– (1992): Zur aktuellen Verbreitung von *Campylopus introflexus* in Deutschland. – Bryol. Rundbriefe **11**: 4–5; Duisburg.

FRISVOLL, A. A. (1983): A taxonomic revision of the *Racomitrium canescens* group (Bryophyta, Grimmiales). – Gunneria **41**: 1–181; Trondheim.

– (1988): A taxonimic revision of the *Racomitrium heterostichum* group (Bryophyta, Grimmiales) in N. and C. Amerika, N. Afrika, Europe and Asia. – Gunneria **59**: 1–289; Trondheim.

GROLLE, R. (1983): Hepatics of Europe including the Azores: an annotated list of species, with synonyms from the recent literature. – J. Bryol. **12**: 403–459; Oxford.

GRUNDMANN, M. (1993): *Bryoerythrophyllum ferruginascens* im Teutoburger Wald. – Bryol. Rundbriefe **12**: 3; Duisburg.

HAUFF, R. (1936): Die Rauhe Wiese bei Böhmenkirch-Bartholomä. – Veröff. Württ. Landesst. Naturschutz **12** (1935): 78–141; Stuttgart.

HEGELMAIER, F. (1865): Verzeichnis der in Württemberg bisher beobachteten Lebermoose. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. **21**: 168–177; Stuttgart.

– (1873): Zusammenstellung der im Gebiete des Vereins für vaterländische Naturkunde in Württemberg beobachteten Muscineen. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. **29**: 177–254; Stuttgart.

– (1884): Über den jetzigen Stand der Kenntnis der Moosvegetation des Vereinsgebiets. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. **40**: 258–290; Stuttgart.

HERTEL, E. (1991): Bericht über die Fichtelgebirgsexkursion 1990 der Bryologisch-Lichenologischen Arbeitsgemeinschaft. – Bryol. Rundbriefe **4**: 1–6; Duisburg.

HERTER, L. (1887): Beiträge zur Moosflora Württembergs. – Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. **43**: 176–220; Stuttgart.

HERZOG, T. (1904–06): Die Laubmoose Badens. – Bull. Herb. Boissier **4–6**: 402 S.; Genf.

HILL, M. O. (1984): *Racomitrium elongatum* Frisvoll in Britain and Ireland. – Bull. Brit. Bryol. Soc. **41**: 21–25.

NEBEL, M. (1986): Vegetationskundliche Untersuchungen in Hohenlohe. – Diss. Bot. **97**: 253 S.; Stuttgart.

PHILIPPI, GE. (1968): Neue Moosfunde aus dem südlichen Rheingebiet zwischen Bodensee und Mannheim (sowie angrenzenden Gebieten). – Mitt. bad. Landesver. Naturk. Naturschutz (N. F.) **9** (4): 687–724; Freiburg i. Br.

– (1977): Vegetationskundliche Beobachtungen an Weihern des Stromberggebietes um Maulbronn. – Veröff. Naturschutz Landschaftspfl. Bad-Württ. **44/45** (1976): 9–50; Karlsruhe.

– (1984): Einige bemerkenswerte Lebermoos-Funde aus Südwestdeutschland. – Herzogia **6**: 387–394; Braunschweig.
– (1993): Epiphytische Moosvegetation des südlichen Spessarts, des östlichen Odenwaldes und des angrenzenden Baulandes. – Carolinea **51**: 53–74; Karlsruhe.
Philippi, Ge. & Gü. (1977): *Campylopus introflexus* (Hedw.) Brid. in Südwestdeutschland. – Herzogia **4**: 317–322; Lehre.
Risse, S. (1991): *Bryoerythrophyllum ferruginascens* (Stirt.) Giac. in Deutschland, mit Hinweisen zur Bestimmung der Art. – Bryol. Rundbriefe **5**: 1–3; Duisburg.
Rodi, D. (1960): Zwei neue Naturdenkmale bei Welzheim. – Veröff. Landesst. Naturschutz Landschaftspfl. Baden-Württ. **27/28** (1959/60): 46–61; Ludwigsburg.
– (1960): Die Vegetations- und Standortsgliederung im Einzugsgebiet der Lein (Kreis Schwäbisch Gmünd). – Veröff. Landesst. Naturschutz Landschaftspfl. Bad.-Württ. **27/28** (1959/60): 76–167; Ludwigsburg.
– (1963): Die Streuwiesen- und Verlandungsgesellschaften des Welzheimer Waldes. – Veröff. Naturschutz Landschaftspfl. Bad.-Württ. **31**: 31–67; Ludwigsburg.
Rodi, D., Hennecke, G. & A. Haas (1976): Pflanzensoziologische und ökologische Untersuchungen in den Klingen des Welzheimer Waldes. – Veröff. Naturschutz Landschaftspfl. Bad.-Württ. **43** (1975): 88–131; Ludwigsburg.
Schumacker, R. & P. De Zuttere (1982): *Sematophyllum demissum* (Wils.) Mitt. (Musci), espèce nouvelle pour la bryoflore belge. Étude critique de sa répartition en Europe. – Bull. Soc. r. Bot. Belg. **115**: 14–22; Brüssel.
Sebald, O. (1975): Zur Kenntnis der Quellfluren und Waldsümpfe des Schwäbisch-Fränkischen Waldes. – Beitr. naturk. Forsch. SüdwDtl. **34**: 295–327; Karlsruhe.
Seidel, D. & S. Winkler (1974): Verlandungssukzessionen bei den Kleinstökosystemen der Hülben (Ostalb, SW-Deutschland). – Arch. Hydrobiol. **73** (1): 84–107; Stuttgart.
Schlenker, G. & S. Müller (1973): Erläuterungen zur Karte der Regionalen Gliederung von Baden-Württemberg. I. Teil (Wuchsgebiete Neckarland und Schwäbische Alb). – Mitt. Ver. forstl. Standortskunde Forstpflanzenzüchtung **23**: 3–66; Stuttgart.
Smith, A. J. E. (1978): The moss flora of Britain & Ireland. – 706 S.; Cambridge.

Anschrift des Verfassers:

Dr. Martin Nebel, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum am Löwentor), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

32

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde

Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, 70191 Stuttgart

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 516	18 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Preliminary Report on Herbarium Specimens Collected in South-Eastern Australia in 1992

By Arno Wörz, Stuttgart

With 1 figure and 1 table

Summary

During a field trip through south-eastern Australia from October to December 1992 341 herbarium specimens have been collected of which 133 come from Victoria and 208 from South Australia. About 70% have been already identified. New records of *Melia azedarach* var. *australasica* (A. Juss) D. DC. (introduced) and *Brachycome parvula* var. *lissocarpa* (J. M. Black) G. L. Davis are reported. All specimens have been incorporated in the herbarium of the Museum of Natural History in Stuttgart (STU).

Zusammenfassung

Während einer Sammelreise durch Südost-Australien von Ende Oktober bis Anfang Dezember 1992 wurden 341 Herbarbelege gesammelt, von denen 133 aus dem Bundesstaat Victoria und 208 aus dem Bundesstaat South Australia stammen. Etwa 70% sind bereits bestimmt. Dabei ergaben sich Neufunde von *Brachycome parvula* Hook. var. *lissocarpa* (J. M. Black) G. L. Davis und der eingeschleppten *Melia azedarach* L. var. *australasica* (A. Juss.) D. DC. Das Herbarmaterial wurde im Staatlichen Museum für Naturkunde in Stuttgart hinterlegt.

Contents

1. Introduction 2
2. Some remarks on the region 2
3. The itinerary 2
4. Collecting methods, acknowledgements and abbreviations 3
   4.1. Methods 3
   4.2. Acknowledgements 3
   4.3. Abbreviations 4
5. List of specimens collected in Victoria and South Australia 4
6. Remarks on the collected specimens 18
7. References 18

1. Introduction

The Herbarium of the Staatliches Museum für Naturkunde in Stuttgart (STU) is to be considered as a medium-sized collection with emphasis on the regional, i. e. especially South German flora. Besides some material from Mediterranean countries it contains very few collections from outside Europe which could serve for comparative studies or exhibition purposes. To partly remedy this shortage field work was carried out in the south-eastern part of Australia (Victoria and South Australia) in order to collect species, genera and even families new to our herbarium.

2. Some remarks on the region

The main part of south-eastern Australia is located in an area of typically mediterranean climate with high rainfalls in winter and distinct summer drought. Precipitation is fairly high in the mountain region in the East belonging to the Great Dividing Range. In the southern and south-easterly exposed slopes of these mountains the summer drought diminishes or vanishes completely and humid conditions dominate all over the year. Rainfalls decrease in the West and North-west which both border to the Central Australian deserts typical for the Ross latitudes. For details see Walter & Lieth (1967).

The mountains of the eastern part consist of plutonic outcrops (granite) producing acid soils with low calcium levels as well as a variety of paleozoic sedimetary rocks including mudstones, shales and sandstones. Volcanic rocks – mainly basalt – dominate in the mountains west of Melbourne. The plains between Dividing Range and Mount Lofty/Flinders Range are covered with younger, i. e. quartenary and tertiary sediments, mainly clays, silt, gravels and siliceous and calcareous sands. Flinders and Lofty Range in South Australia consist of precambrian quartzites, which is a sandstone cemented by quartz granules. The soils on this kind of rock are sometimes extremely acid and poor in nutrients.

The vegetation ranges from temporary rain-forests in small areas in the east, deciduous eucalypt-forests, eucalypt shrub (mallee) to semi-desert shrub vegetation. On lower coastal areas salt vegetation and sand dunes occur. Most of the country is cultivated, and natural vegetation is greatly limited to a few reserves, but the roadside vegetation gives a good idea of the natural conditions. Even in intensively used areas roads are fringed by a relatively broad stripe of only slightly disturbed vegetation containing a wide range of the autochthonous flora as well as a lot of neophytes.

3. The itinerary

The field work was carried out from 26 of October to 4 of December 1992 which is spring in Australia. The previous winter has been very cold and the spring was extraordinarily wet probably due to the south pacific El-Niño-phenomenon. High altitudes like Mount Buffalo have been still partly snow-covered. These exceptional weather conditions cause a great variety of plants normally flowering earlier or later to be visible at that time of the year.

The itinerary covered the southernmost part of the Great Dividing Range east of Melbourne including Wilson's Promontory on the extreme southern tip of Australia, western Victoria including the surroundings of Otway, Grampians and Little Desert, the East of South Australia along the Coorong, Flinders Range from Mt. Remarkable to Angorichina and finally Kangaroo Island (Fig. 1).

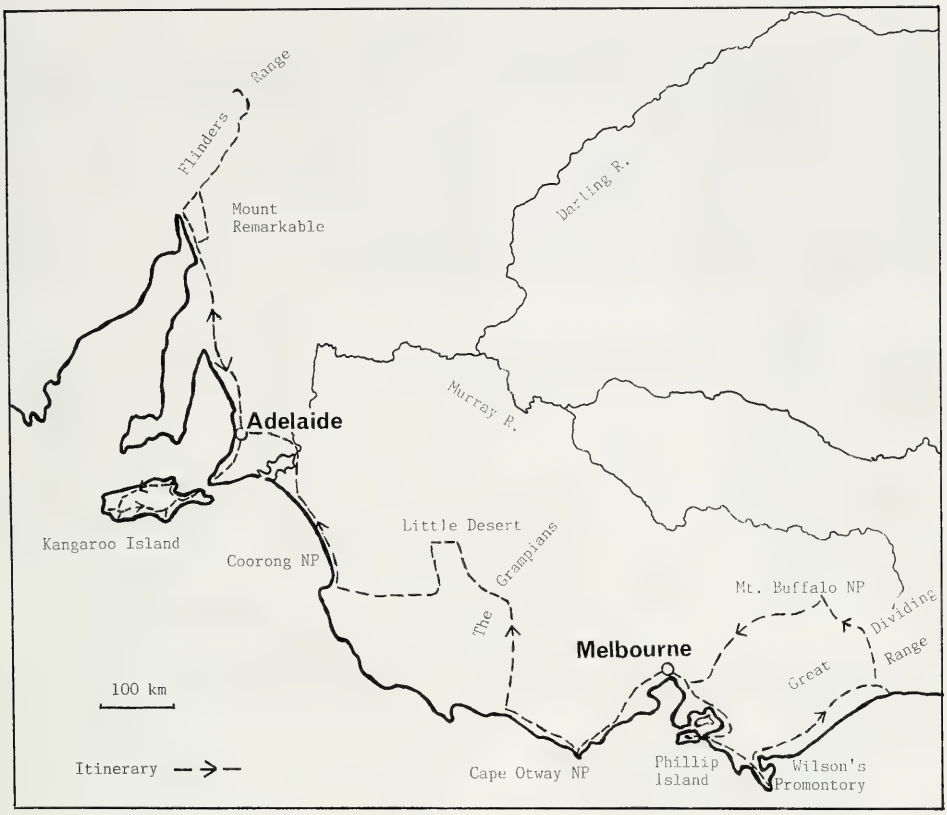


Fig. 1. The author's itinerary in south-eastern Australia.

4. Collecting methods, acknowledgements and abbreviations

4.1. Methods

Collecting included native as well as introduced species. For conservation reason no rare plants and plants of small populations have been taken. In some cases photographs have been made instead. The specimens have been pressed immediately and finally dried by the herbarium staff in MEL and AD. All species have been incorporated in STU, some dublettes deposited in MEL. For the amount of collected and identified specimens see table 1. The identification was mainly based on COSTERMANS (1983), JESSOP & TOELKEN (1986) and WILLIS (1972).

4.2. Acknowledgements

I wish to express my gratitude to Prof. Dr. B. ZIEGLER (Stuttgart) for his support and the arrangement of government grants for the realization of the field work. Moreover I acknowledge Dr. J. P. JESSOP of the Botanic Garden of Adelaide and State Herbarium and Dr. J. ROSS of the Royal Botanic Gardens in Melbourne who both generously supported this work. Furthermore I gratefully thank the National Park and Wildlife Service of the Department of Environment and Planning in Norwood, South Australia and the Flora and Fauna Division of the Departement of Conservation and Environment in East Melbourne, Victoria for granting collecting permits.

4.3. Abbreviations

Institutions according to INDEX HERBARIORUM:

AD = State Herbarium of South Australia, North Terrace, Adelaide, South Australia 5000, Australia;

MEL = National Herbarium of Victoria, Birdwood Avenue, South Yarra, Victoria 3141, Australia;

STU = Herbarium des Staatlichen Museums für Naturkunde, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart, Germany.

Type of documentation (*right column* in species list):

H = Herbarium specimen;

P = Photographical documentation.

Table 1. Collecting statistics.

Specimens collected in total	341
in Victoria	133
in South Australia	208
Specimens identified (end of 1993)	267

5. List of specimens collected in Victoria and South Australia

Melbourne 26-10-1992

The first collected species came from a ruderal site at a Melbourne park near Chapman Road:

Arctotheca calendula (L.) Levyns	Compositae	H,
Eucalyptus sideroxylon A. Cunn.	Myrtaceae	H,
Hardenbergia violacea (Schneev.) Stearn	Fabaceae	H.

Melbourne 27-10-1992

On a disturbed site in the City of Melbourne near the zoo a species introduced from Europe has been found.

Silene gallica L.	Caryophyllaceae	H.

One other certainly introduced species growing spontaneous on this site:

Acacia saligna (Labill.) H. Wendl.	Mimosaceae	H.

Phillip Island 28-10-1992

Located on the seaside fringe of the lagoon-like Western Port this island linked by a bridge to the mainland consists of basaltic rocks covered with quarternary sediments. Besides cultivated land there are some undisturbed and nearly inaccessable parts particularly around freshwater lakes.

Near the Information Centre located on a small hill at the edge of a lake the following species have been collected:

Cotula coronopifolia L. (native to South Africa),	Compositae	H,
Melaleuca ericifolia Sm.	Myrtaceae	H.

The „Conservation Hill“ in the centre of the island gave a view on the bird sanctuary of the Rhyll Swamp and its paperbarks:

Clematis microphylla DC.	Ranunculaceae	H,
Teloschistes chrysophthalmus (L.) Th. Fr.	(Lichenes)	H.

At „The Nobbies“ in the western end of the island two species inhabiting sand dunes could be seen.

Acaena novae-zelandiae Kirk	Rosaceae	P,
Senecio lautus Forster f. ex Willd.	Compositae	P.

Phillip Island to Wilson's Promontory 29-10-1992

On the roadside south-east of the crossing of Bass Highway (i. e. Highway No. 181) and Phillip Island Hwy. (No. 186) and furthermore along the road in south-easterly direction some interesting species could be found, as for example near the crossing:

Linum marginale Cunn ex Planchon	Linaceae	H.

Near the junction to Anderson Inlet car park on temporary wet sandy soil along ditches:

Diplarrena moroea Labill.	Iridaceae	P,
Drosera auriculata Backh. ex Planchon	Droseraceae	H,
Patersonia glabrata R. Br.	Iridaceae	H.

At the car park on the shore of Anderson Inlet on consolidated sand dunes:

Leptospermum laevigatum (Gaertner) F. Muell.	Myrtaceae	H.

Yanakie, Blackswamp Road junction on the road to Wilson's Promontory near campground on dry sandy soil:

Helichrysum scorpioides Labill.	Compositae	H,
Kunzea ambigua Druce	Myrtaceae	H,
Pimelea humilis R. Br.	Thymeleaceae	H,
Platylobium obtusangulum Hook.	Fabaceae	H.

Wilson's Promontory 30-10-1993

The following species have been observed inside Wilson's Promontory National Park on a walk to the Lilly Pilly Gully which is an area densely covered with forest. This kind of vegetation can partly be considered as temperate rain-forest as precipitation is fairly high (1037 mm for Wilson's Promontory) and constantly humid conditions exist at least in some „pockets“. The most important trees are:

Eucalyptus globulus Labill.	Myrtaceae	P,
Eucalyptus muellerana A. W. Howitt	Myrtaceae	P,
Eucalyptus regnans F. Muell.	Myrtaceae	P.

Some shrubs have been found flowering in the understorey:

Casuarina pusilla E. D. Macklin	Casuarinaceae	P,
Correa reflexa (Labill.) Vent	Rutaceae	P,
Hibbertia aspera DC.	Dilleniaceae	P,
Zieria arborescens Sims	Rutaceae	P.

Wilson's Promontory to Lakes Entrance 31-10-1992

In coastal sanddunes close to the Tidal River resort of Wilson's Promontory a few typical species have been observed:

Banksia marginata Cav.	Proteaceae	P,
Caladenia catenata Druce	Orchidaceae	P.

Gippsland, at a car park c. 8 km SW Yarram near Gelliondale:

Myoporum insulare R. Br.	Myoporaceae	H,
Tradescantia fluminensis Vell. (native to South America).	Commelinaceae	H.

Further on at the roadside near Harper between Yarram and Sales in a dry sclerophyllous forest.

Ricinocarpos pinifolius Desf.	Euphorbiaceae	H.

On Strathfielsaye Road leading through cultivated land.

Amyema pendulum (Sieber ex Spreng.) Tiegh. (parasitic on eucalypts).	Loranthaceae	H.

Finally on sanddunes at Lakes Entrance an introduced species could be observed:

Cakile maritima Scop.	Brassicaceae	H.

Lakes Entrance to Great Dividing Range 01-11-1992

Omeo Highway runs from Lakes Entrance in northernly direction to the Great Dividing Range. This area is densely covered with sclerophyllous forest which is partly used by forestry. Some specimens have been collected near Price's Downfall N Bruthen in a dry sclerophyllous forest partly disturbed by road and underlain by paleozoic sedimentary rocks:

Dianella caerulea Sims	Liliaceae	H,
Goodenia ovata Smith	Goodeniaceae	H,
Kennedia rubicunda (Schneev.) Vent	Fabaceae	H,
Pimelea axiflora F. Muell.	Thymeleaceae	H.

Near Wild Dog Creek:

Olearia phlogopappa (Labill.) DC.	Asteraceae	H,
Tetratheca ciliata Lindley	Tremandraceae	H,
Viola hederacea Labill.	Violaceae	H.

Wattle Circle c. 55 km S of Omeo

Acaena echinata Nees	Rosaceae	H,
Bulbine bulbosa (R. Br.) Haw.	Liliaceae	H,
Dodonaea viscosa Jacq. ssp. *angustissima* (DC.) J. G. West	Sapindaceae	H.

In a wet sclerophyllous eucalypt-forest at Mount Kosciusko Lookout between Omeo and Bright a few flowering understorey shrubs have been found in an area of mountain climate with about 800 mm of annual rainfall:

Exocarpus strictus R. Br.	Santalaceae	H,
Grevillea lanigera Cunn.	Proteaceae	H,
Hardenbergia violacea (Schneev.) Stearn	Fabaceae	H,
Leucopogon ericoides (Smith) R. Br.	Epacridaceae	H,
Platylobium formosum Sm.	Fabaceae	H,
Sarothamnus scoparius (L.) Wimmer (native to Europe).	Fabaceae	H

Nearly identical conditions have been found at Purepunkah Road near Bright.

Daviesia latifolia R. Br. Ait.	Fabaceae	H,
Hibbertia aspera DC.	Dilleniaceae	H.

Mount Buffalo National Park 02-11-1993

Inside Mount Buffalo National Park (1929 mm rainfall a year) shortly after snow melting a few interesting species could be observed at an altitude of 1430 m above sea level:

Eucalyptus delegatensis R. T. Baker (Alpine Ash),	Myrtaceae	P
Eucalyptus mitchelliana Cambage	Myrtaceae	P

(this species is a rare endemic of the Mt. Buffalo-Plateau. Its common name is „Mt. Buffalo Sallee" and the latin name honours T. MITCHELL who discovered

the mountain in 1835. *E. mitchelliana* could be seen for example at the Gorge Nature Walk near the „Chalet").

Eucalyptus pauciflora Sieber ex Spreng.	Myrtaceae	P
(Snow gum is the uppermost shrub in this area building up the timberline).		
Grevillea victoriae F. Muell.	Proteaceae	P.

Mount Buffalo NP to Dandenong Range 3-11-1992

The road on the western side of Lake Bufffalo runs through wet sclerophyllous forest.

Mirbelia oxylobioides F. Muell.	Fabaceae	H,
Pomaderris helianthemifolius (Reiss.) Wakefield	Rhamnaceae	H.

On the small secondary road between Lake Buffalo and Whitfield some species could be collected on the roadside rocks:

Centaurium pulchellum (Swartz) Druce	Gentianaceae	H
(introduced from Europe),		
Themeda triandra Forsskal	Poaceae	H.

On another roadside near Power's Lookout between Whitfield and Toombullup a very common indigenous ruderal plant has been collected:

Tetratheca ciliata Lindley	Tremandraceae	H.

On Peppit Point at Lake Eildon on a moist path:

Acaena echinata Nees	Rosaceae	H.

An eucalypt has been found cultivated at Bonnie Doon Leisure Caravan Park:

Eucalyptus polyanthemos Schau.	Myrtaceae	H.

Dandenong Range 04-11-1992

Located in the Dandenong Range close to Melbourne the Sherbrooke Forest houses marvellous occurences of *Eucalyptus regnans* which are part of temperate rainforest vegetation lying in the nearest vicinity of suburbs. Disturbance by walkers and tourists is fairly high although this impact is probably more serious to wildlife than to the vegetation.

Nearby at Emerald Lake Station in a small less disturbed area:

Kunzea baxteri Schau.	Myrtaceae	P
(grown for ornament, native to West Australia),		
Olearia lyrata Hutchinson	Compositae	H.

Dandenong Range to Cape Otway 05-11-1992

The Great Ocean Road runs from Melbourne in south-westernly direction around Cape Otway to the western half of Victoria. The rocks along this coast consist mainly of mesozoic sedimentary rocks partly covered with sand dunes. Some places bear a wide variety of plant species as for example the cliffs near Hutt Gully W Anglesea:

Acaena novae-zelandiae Kirk	Rosaceae	H,
Leptospermum juniperinum agg.	Myrtaceae	H,
Leucopogon richei R. Br.	Epacridaceae	H,
Parentucellia latifolia (L.) Caruel	Scrophulariac.	H
(native to the Mediterranean),		
Patersonia fragilis (Labill) Aschers. & Graebner	Liliaceae	H,
Pelargonium australe Willd.	Geraniaceae	H,
Thomasia petalocalyx F. Muell.	Sterculiaceae	H,

Trifolium tomentosum L. Fabaceae H
(native to the Mediterranean).

Cinema Point Lookout: heath-covered coastal cliffs.

Goodenia ovata Smith Goodeniaceae P,
Myoporum serratum R. Br. Myoporaceae H.

At the entrance to Angahook-Lorne State Park on roadside.

Trifolium tomentosum L. Fabaceae H
(native to the Mediterranean).

Cape Otway 06+07-11-1992

Otway National Park: This park is located around Cape Otway which is the southern tip of western Victoria. The area consists of mostly calcareous mesozoic sedimentary rocks. The rainfalls reach 859 mm a year. Collecting was possible outside the park boundaries only, for example around the lighthouse in the southernmost tip. Here coastal thicket with medium sized shrubs dominate.

Allocasuarina verticillata (Lam.) L. Johnson Casuarinaceae P,
Banksia marginata Cav. Proteaceae P,
Lomandra longifolia Labill. Liliaceae H,
Polygala myrtifolia L. Polygalaceae H
(naturalized from South Africa).

Furthermore on sanddunes near the shore:

Senecio elegans L. Asteraceae P
(this conspicuous flower is introduced from South Africa and now extremely common all along the Victoria coast. Some dunes become shining red from this species).

On the ridge of a consolidated sand dune at the Bird Observation Track west of the campground some typical species of coastal heath have been collected:

Acacia longifolia Willd. var. *sophorae* (Labill.) F. Muell. Mimosaceae H,
Ajuga australis R. Br. Lamiaceae H,
Beyeria leschenaultii (DC.) Baill. Euphorbiaceae H,
Brachycome parvula Hook. Asteraceae H
[this specimen can easily be identified with Willis (1972) as var. *lissocarpa* (J. M. Black) G. L. Davis which is assumed to be confined to the Grampian's region. Its habit corresponds exactly to the illustrations in Jessop & Toelken (1986)].
Kennedia prostrata R. Br. Fabaceae H,
Lagurus ovatus L. Poaceae H,
Pimelea glauca R. Br. Thymeleaceae H,
Scaevola albida (Smith) Druce var. *pallida* (R. Br.) Carolin,
= *Scaevola pallida* R. Br. Goodeniaceae H.

Grampians National Park 08-11-1992

The Grampian Mountains are the south-westernmost end of the Great Dividing Range located at the edge of semi-desert areas. As these mountains are not linked to the eastern ranges and the climate is relatively humid (c. 800 mm of annual rainfalls) compared with the surroundings some endemic species can be found here. The two probably most famous grow for example on Mt. William:

Banksia saxicola A. S. George Proteaceae P
(this species grows in the low subalpine shrub on the top of Mount William. It is closely related to *B. integrifolia* and had been formerly considered as a broad-leaved form of this species. Besides here there are a few further occurences in the upper parts of Wilson's Promontory).

Bauera sessiliflora F. Muell.	Baueraceae	P

(the Grampians *Bauera* grows at wet locations mainly in gullies and along streams in the mountain zone. Although exclusively limited to the Grampians it seems to be fairly common in this area).

Other plants of the subalpine shrub zone of Mount William include:

Acacia oxycedrus Sieber ex DC.	Mimosaceae	P,
Astroloma pinifolium (R. Br.) Benth.	Epacridaceae	P,
Boronia pilosa Labill.	Rutaceae	P,
Drosera auriculata Backh. ex Planchon	Droseraceae	P,
Epacris impressa Labill.	Epacridaceae	P,
Grevillea ilicifolia (R. Br.) R. Br.	Proteaceae	P,
Hibbertia fasciculata R. Br. in DC.	Dilleniaceae	P,
Pultenaea subalpina (F. Muell.) Druce	Fabaceae	P,
Utricularia dichotoma Labill.	Utriculariac.	P

(this very beautiful small carnivorous species growing on wet locations is normally quite rare in this area. Due to the previously extreme high precipitation *U. dichotoma* has become very common in this year with thousands of individuals growing in ditches and small watercourses even along tracks and roads).

Some specimens could be collected on sites outside the park borders, for example at Lake Bellfield Picnic Area:

Amyema pendulum (Sieber ex Spranger) Tieghem	Loranthaceae	H

(parasitic on eucalyptus),

Calytrix alpestris (Lindley) Court	Myrtaceae	H,
Galium parisiense L.	Rubiaceae	H

(introduced from Europe).

In the wet sclerophyllous forest at Borough Hut campground:

Correa aemula F. Muell.	Rutaceae	H,
Pimelea flava R. Br.	Thymeleaceae	H,
Prostanthera rotundifolia	Scrophulariac.	H.

Grampians National Park 09-11-1992

Wet sclerophyllous forest located outside the park borders along the Halls Gap – Dunkeld road.

Billardiera scandens Sm.	Zygophyllaceae	H,
Calythrix tetragona Labill.	Myrtaceae	H,
Dillwynia glaberrima Sm.	Fabaceae	H,
Goodenia geniculata R. Br.	Goodeniaceae	H,
Helichrysum apiculatum (Labill.) D. Don	Asteraceae	H,
Helichrysum obcordatum (DC.) Benth.	Asteraceae	H,
Hibbertia stricta (R. Br. ex DC.) F. Muell.	Dilleniaceae	H,
Pimelea humilis R. Br.	Thymeleaceae	H,
Stylidium graminifolium Sw.	Stylidiaceae	H.

Grampians to Little Desert 10-11-1992

The „Little Desert" northwest of the Grampians is an area with relative low rainfall which drops to about 300–400 mm a year with a conspicuous drought in summer. The central part of this area is set apart as national park. It is densely covered with scrub vegetation consisting mainly of „Mallee"-eucalypts.

On a roadside at Mitre W Horsham:

Billardiera cymosa F. Muell.	Pittosporaceae	H,
Calytrix tetragona Labill.	Myrtaceae	H,
Marrubium vulgare L.	Labiatae	H

(native to Europe).

A short visit to the nature walk at the northern end of the National Park near Nhill gave a good idea of the most important species in the area:

Callitris rhomboidea R. Br. ex Rich.	Cupressaceae	P,
Eucalyptus baxteri (Benth.) Maiden & Blakely ex J. Black	Myrtaceae	P,
Eucalyptus leucoxylon F. Muell.	Myrtaceae	P,
Kunzea pomifera F. Muell.	Myrtaceae	P,
Melaleuca wilsonii F. Muell.	Myrtaceae	P.

Car park on the Western Highway W Nhill near Lawloit:

Eucalyptus leucoxylon F. Muell.	Myrtaceae	H
(this specimen of the Yellow Gum belongs to the rare weeping form of the eucalypts),		
Casuarina muellerana Miq.	Casuarinaceae	H,
Hypogymnia pulchrilobata (Bitt.) Elix	(Lichenes)	H,
Parmelia rutidota Hook f. & Tayl.	(Lichenes)	H.

Little Desert to Coorong National Park 11-11-1992

Along Kaniva-Edenhope road about 2 km N of Elliot's road a mallee stand on sandy soil has been studied:

Helichrysum scorpioides Labill.	Asteraceae	H,
Leptospermum myrsinoides Schlecht.	Myrtaceae	H,
Melaleuca wilsonii F. Muell.	Myrtaceae	H,
Oenothera stricta Ledeb. ex Link	Onagraceae	H,
Pimelea octophylla R. Br.	Thymeleaceae	H,
Stipa semibarbata R. Br.	Poaceae	H.

South of Little Desert NP another beautiful species has been found on the roadside c. 3 km N Bringalbert adjacent to agricultural land:

Billardiera cymosa F. Muell	Zygophyllaceae	H.

The Coorong National Park consists exclusively of sand dunes forming a wall along the coast with a flat lagoon behind. As collecting permits have been granted some specimens could be taken from inside the park. The first stop was at a car park at the south end of the area outside the borders.

Acacia saligna (Labill.) H. L. Wendl.	Mimosaceae	H
(this species native to West Australia is widely naturalized in the eastern states),		
Eucalyptus viminalis Labill. ssp. *cygnetensis* Boomsma	Myrtaceae	H,
Hordeum murinum L. ssp. *glaucum* (Steudel) Tzvelev	Poaceae	H,
Melaleuca armillaris Sm.	Myrtaceae	H.

Partly consolidated sanddunes between lagoon and sea W 42-miles-crossing in Coorong National Park.

Euphobia paralias L.	Euphobiaceae	H
(introduced from the Mediterranean),		
Lotus australis Andrews	Fabaceae	H,
Myoporum insulare R. Br.	Myoporaceae	H,
Pelargonium australe Willd.	Geraniaceae	P,
Spinifex sericeus R. Br.	Poaceae	H.

Sanddunes near car park NW Policeman's Point:

Lagurus ovatus L.	Poaceae	H
(introduced from the Mediterranean).		

On the banks of a brackish lagoon near Meningie a common shrub could be found:

Muehlenbeckia cunninghamii F. Muell.	Polygonaceae	H.

Adelaide to Mount Remarkable 12-11-1992

The plains north of Adelaide and west of Mount Lofty and Flinders Range extend over a low rainfall area receiving about 300–400 mm a year. Most of the country is cultivated. Collecting can be done predominantly on roadsides as for example at Highway no. 1 c. 15 km S Port Wakefield in the relics of a mallee scrub vegetation.

Echium plantagineum L. Boraginaceae H
(introduced from the Mediterranean; this species is extremely widespread in the dry parts of South Australia, where it seems to be a quite troublesome weed in agricultural land. At this time of the year some parts looked like painted blue from flowering *Echium plantagineum*).

Pentzia suffruticosa (L.) J. B. Hutch. ex Merxm. Asteraceae H
(native to South Africa. Here growing adjacent to an abandoned pasture),

Zygophyllum baillardieri DC. Zygophyllaceae H.

Roadside at salt-pit near Lochiel, on ruderal stand:

Centaurea calcitrapa L. Asteraceae H
(native to the Mediterranean),

Limonium thouinii (Viv.) Kuntze Plumbaginaceae H
(introduced from Spain).

Lakeview Caravan Park on Highway 1 near Port Pirie: south of the Caravan Park salt vegetation can be studied in a small lowland plain. Though some kilometers away from the sea shore it seems to be sometimes reached by high tide due to the extremly flat land. Some interesting species could be found:

Dodonaea attenuata A. Cunn. Sapindaceae H,
Enchylaena tomentosa R. Br. Chenopodiaceae H,
Limonium companyonis (Gren. & Billot) Kun. Plumbaginaceae H,
Medicago praecox DC. Fabaceae H
(native to the Mediterranean).

Mount Remarkable 13-11-1992

The road from Port Germain to Murray Town passes from coastal plains in easterly direction through the southern Flinders Range. The mountains consist of precambrian quartzite hence the soil fertility is fairly low. The climate is arid though in the upper part of the mountains clouds and a few rainfalls cause slightly humid conditions and more luxuriant vegetation is possible.

Still on the plain c. 2 km E of St. Germain on a roadside:

Acacia victoriae Benth. Mimosaceae H.

At the entrance to a gorge directing to Murray Town on dry rocky slopes:

Melia azedarach L. ssp. *australasica* (A. Juss.) D. DC. Meliaceae H
(this conspicuous species native to West Australia has not yet been recorded from this area),

Psoralea australasica Schldl. Fabaceae H,
Ptilotus obovatus (Gaudich) F. Muell. Amaranthaceae H,
Nicotiana glauca Graham Solanaceae H
(about 5 km in gorge).

At Alligator Gorge inside Mt. Remarkable National Park some very beautiful flowers have been found:

Alyogyne huegelii (Endl.) Fryx. Malvaceae P,
Wahlenbergia cf. *stricta* (R. Br.) Sweet Campanulaceae P.

On the roadside in northern direction along the Flinders Range:

Limonium thouinii (Viv.) O. Kuntze	Plumbaginaceae	H
(near Quorn; this species is native to Spain),		
Centaurea solstitialis L.	Asteraceae	H
(at Dead Rode car park near Hawker; native to the Mediterranean),		
Euphorbia drummondii Boiss.	Euphorbiaceae	H
(Hawker, at Wilpena road).		

Flinders Range: Wilpena 14-11-1992

The itinerary of the following nine days passes through Flinders Range National Park for which a collecting permit has been granted. The rainfalls in this area range from c. 200 to about 400 mm a year.

Arkaroo Rock S Wilpena, rocky, easterly exposed slope on quartzite: This site recently (i. e. about 1–2 years ago) burnt down and the vegetation is now slowly regenerating.

Callistemon teretifolius F. Muell.	Myrtaceae	P,
Sida phaeotricha F. Muell.	Malvaceae	H,
Teucrium corymbosum R. Br.	Lamiaceae	H.

On the track to Wangara Hill which passes through a similar rocky quartzite slope.

Billardiera versicolor F. Muell.	Zygophyllaceae	H,
Pimelea octophylla R. Br. ssp. *petraea* (Meissner) Threlfall	Thymeleaceae	H,
Pimelea petrophila F. Muell.	Thymeleaceae	H,
Prostanthera spinosa F. Muell.	Scrophulariac.	P,
Prostanthera striatifolia F. Muell.	Scrophulariac.	P,
Spyridium parvifolium F. Muell.	Rhamnaceae	H.

Along the track from the Homestead to Wilpena campground:

Ajuga australis L.	Lamiaceae	H,
Anthocercis angustifolia F. Muell.	Solanaceae	H,
Bursaria spinosa Cav. ssp. *lanceolata* E. Bennett	Pittosporaceae	H,
Daviesia leptophylla Cunn. ex Don.	Fabaceae	H.

Flinders Range: Wilpena 15-11-1992

Wilpena Nature Trail was established on the rocky slope of the bottom of Mount Ohlsen-Baggae. It is exposed northernly and covered with open shrub vegetation including single trees.

Acacia pycnantha Benth.	Mimosaceae	P,
Anagallis arvensis L.	Primulaceae	H
(native to Europe),		
Convolvulus erubescens Sims	Convolvulaceae	H,
Dodonaea viscosa Jacq. ssp. *angustissima* (DC.) J. G. West	Sapindaceae	H,
Eucalyptus camaldulensis Dehnh.	Myrtaceae	P
(growing along rivers),		
Geranium solanderi Carolin	Geraniaceae	H,
Helichrysum apiculatum (Labill.) D. Don	Asteraceae	H,
Vittadinia blackii N. Burb.	Asteraceae	H.

Following the lower part of the track to St. Mary's Peak in a dry open forest:

Cheilanthes distans (R. Br.) Mett.	Adianthaceae	H,
Cheilanthes lasiophylla Pichi-Serm.	Adianthaceae	H
(in a rock fissure),		
Eremophila longifolia F. Muell.	Myoporaceae	H,
Goodenia albiflora Schldl.	Goodeniaceae	H,
Ptilotus spathulatus (R. Br.) Poiret	Amaranthaceae	H,

Triptilodiscus pygmaeus Turcz.	Asteraceae	H,
Teloschistes spinosus (Hook. f. & Tayl.) J. Murray (on twigs)	(Lichenes)	H,
Trifolium angustifolium L.	Fabaceae	H,
Trifolium arvense L.	Fabaceae	H.

Flinders Range: Wilpena 16-11-1992

The north-easterly exposed slope of Mount Ohlsen-Baggae near Wilpena consists mainly of quartzite cliffs and rock-debris. The annual rainfall is not too low, so some more luxuriant vegetation could be observed.

On the slope:

Petalostylis labicheoides R. Br.	Caesalpiniac.	H,
Pterostylis boormannii Rupp.	Orchidaceae	P.

On top:

Goodenia ovata Smith	Goodeniaceae	H,
Grevillea aspera R. Br.	Proteaceae	H,
Hibbertia riparia (R. Br. ex DC.) Hoogl.	Dilleniaceae	H.

On disturbed sites at Wilpena campground:

Wahlenbergia luteola P. J. Smith	Campanulaceae	H.

Flinders Range: Trezona 17-11-1992

On a roadside at Wilpena – Blinman road about 5 km S Huek's Lookout:

Rumex vesicarius L. — Polygonaceae — H
(this species native to Northern Africa and Western Asia is fairly common in this part of Flinders Range),

Senecio megaglossus F. Muell. — Asteraceae — H
(these very conspicuous specimens show some overlap in characters with *S. magnificus* F. Muell. [Jessop & Toelken (1986: 1596)] and the distiction of both species is certainly matter of discussion. The specimen collected here show 4–5 capitula per stem and broad, but not clasping peduncle bracts).

Youncoona Waterhole, on a rocky slope along a temporary river near the fossile stromatolites:

Abutilon petalum (F. Muell.) F. Muell. ex Benth.	Malvaceae	H,
Pterocaulon sphacelatum (Labill.) Benth. & Hook. f. ex F. Muell.	Asteraceae	H,
Ptilotus obovatus (Gaudich) F. Muell.	Amaranthaceae	H,
Zygophyllum aurantiacum (Lindley) F. Muell.	Zygophyllaceae	H.

On river gravel at Slippery Dip a well known introduced mediterranean species was collected:

Papaver setigerum DC. in Lam. & DC. = P. *somniferum* L. ssp. *setigerum* (DC.) Corb. — Papaveraceae — H.

Trezona campground is surrounded by plains of dry open vegetation limiting tree growth to the banks of rivers and streams, as for example:

Eucalyptus camaldulensis Dehnh. — Myrtaceae — H
(this is the River Red Gum, one of the most famous eucalypts growing in the dry inland areas of Australia).

Besides that few shrubs could be found on rocky outcrops:

Eremophila alternifolia R. Br. — Myoporaceae — H.

On dry consolidated soil:

Psora decipiens Hoffm. — (Lichenes) — H.

Flinders Range: Trezona 18-11-1992

Cut in east-west direction into Trezona Range the slopes of Brachina Gorge are covered with thin, dry restistant vegetation. Some interesting species could be collected:

Eremophila scoparia F. Muell.	Myoporaceae	H,
Pleurosorus rutifolius (R. Br.) Fée	Aspleniaceae	H,
Ptilotus exaltatus Nees	Amarantaceae	H.

The long ridge extending on the left side of Trezona valley is covered with dry open *Callitris*-dominated woodland. Here a few species could be found:

Dodonaea lobulata F. Muell.	Sapindaceae	H,
Ptilotus obovatus (Gaudich) F. Muell.	Amarantaceae	H.

Flinders Range: Trezona 19-11-1992

On Trezona Trail passing through a dry debris-covered valley with shrub and single native pines (*Callitris columellaris*).

Carrichtera annua (L.) DC.	Brassicaceae	H,
Cassia nemophila Cunn. ex J. Vogel	Caesalpiniac.	H,
Triptilodiscus pygmaeus Turcz.	Asteraceae	H.

Flinders Range: Trezona to Angorichina 22+21-11-1992

On the roadside between the northern border of Flinders Range National Park and Blinman near the „Great wall of China“:

Nicotiana glauca Graham	Solanaceae	H,
Solanum sturtianum F. Muell.	Solanaceae	H.

Between Blinman and Angorichina a permanent watercourse is running westward through a narrow gorge-like valley. On its banks an oasis-like luxuriant vegetation grows due to sufficient water supply over the whole year. The marvellous clear water assembles in some rock basins, the so-called Blinman Pools. In the gorge passing from the pools to Angorichina some interesting species could be found:

Acacia calamifolia Sweet	Mimosaceae	H,
Acacia victoriae Benth.	Mimosaceae	H,
Casuarina cristata Miq.	Casuarinaceae	H,
Exocarpus aphyllus R. Br.	Santalaceae	H,
Fumaria capreolata L. (introduced from Europe),	Fumariaceae	H
Hordeum murinum L. ssp. *glaucum* (Steudel) Tzvelev	Poaceae	H,
Nerium oleander L. (this species native to the Mediterranean is recorded only once for South Australia and this occurence is told to be in Flinders Range (Jessop & Toelken 1986). It grows on the banks of the river flowing from Blinman to Angorichina and seems to be fully naturalized here),	Apocynaceae	H
Petalostylis labicheoides R. Br.	Caesalpiniac.	H,
Solanum ellipticum R. Br.	Solanaceae	H.

On the roadside near Angorichina Roadhouse at the road to Parachina:

Dissocarpus paradoxus (R. Br.) Ulbr. (this very strange species is conspicuous for its flowers united in dense woolly axillary glomerules),	Chenopodiaceae	H
Eucalyptus socialis F. Muell.	Myrtaceae	H.

Flinders Range: Sacred Canyon 22-11-1992

Sacred Canyon SE Wilpena: This sacred site of the aborigines is a small gorge with a temporary stream. The rocks consist of precambrian shales.

Cymbopogon ambiguus (Steudel) A. Camus	Poaceae	H,
Danthonia caespitosa Gaudich	Poaceae	H,
Isotoma petraea F. Muell.	Campanulaceae	H
(this poisonous plant is said to cause temporary blindness),		
Pleurosorus rutifolius R. Br. (Fée)	Aspleniaceae	H,
Ptilotus obovatus (Gaudich) F. Muell.	Amarantaceae	H,
Swainsonia microcalyx J. Black ssp. *adenophylla* (J. Black) A. Lee	Fabaceae	H.

Flinders Range to Mount Remarkable 23-11-1992

At Pichy-Richy Gap on the Quorn-Port Augusta road in a stand of dry scrub vegetation:

Acacia calamifolia Sweet	Mimosaceae	H,
Alyogyne huegelii (Endl.) Fryxell	Malvaceae	H.

Salt resistant species in small basins and on roadsides:

Mesembryanthemum nodiflorum L.	Aizoaceae	H
(native to South Africa),		
Rhagodia spinescens R. Br.	Chenopodiaceae	H.

South Lofty Range S Adelaide 25-11-1992

Moana Beach: This seaside tourist resort is located south of Adelaide not far from Southern Mount Lofty Range. Along the coastline consolidated sanddunes of remarkable hight can be seen with holiday cottages been built on them.

Here some typical sanddune plants as well as ruderal species could be found:

Atriplex cinerea Poiret	Chenopodiaceae	H,
Danthonia caespitosa Gaudich	Poaceae	H,
Gazania linearis (Thunb.) Druce	Asteraceae	H
(native to South Africa),		
Hordeum murinum L.	Poaceae	H,
Melaleuca nesophila F. Muell.	Myrtaceae	H
(grown as an ornamental tree this species is native to West Australia),		
Nitraria billardieri DC.	Zygophyllaceae	H,
Oenothera stricta Ledeb. ex Link	Onagraceae	H,
Tamarix aphylla (L.) Karsten	Tamaricaceae	H
(native to Asia).		

Kangaroo Island: Kingscote 26-11-1992

Kangaroo Island: Though located close to the mainland SW of Adelaide Kangaroo Island is an area of temperate and relatively humid climate. Precipitation is fairly high in winter with a prominent decline in summer. The annual rainfalls vary from below 500 mm near Kingscote to more than 900 mm in the centre of the western part (BURROWS 1979). The island consists mainly of paleozoic calcareous sedimentary rocks covered on the seashore with calcareous dunes.

The first stop was on the seashore at Reeve's Point north of Kingscote located in the drier part of the island. Here cliffs as well as flat beaches shelter a variety of salt tolerant plants.

On sanddunes:

Alyxia buxifolia R. Br.	Apocynaceae	H,
Lavatera plebeia Sims	Malvaceae	H.

On cliffs:

Asparagus asparagoides (L.) Wight	Liliaceae	H,
Distichlis distichophylla (Labill.) Fassett	Poaceae	H,
Sarcocornia quinqueflora (Bunge) Schott	Chenopodiaceae	H,
Suaeda australis (R. Br.) Moq.	Chenopodiaceae	H.

Kangaroo Island: South Coast 27-11-1992

A few kilometer south of Kingscote near the crossing of South Coast and Hog Bay Road a small pond just off the road harboured some interesting species. The site is surrounded by mallee and cultivated land.

Callistemon macropunctatus (Dum.-Cours) Court.	Myrtaceae	P,
Melaleuca gibbosa Labill.	Myrtaceae	H,
Thryptomene ericacea F. Muell.	Myrtaceae	H.

About 2 km southeast of the junction of the Hundred Line a Kangaroo Island endemic was found:

Petrophile multisecta F. Muell.	Proteaceae	H.

On Bales Beach in a mallee stand near the coastline:

Melaleuca halmaturorum F. Muell.	Myrtaceae	H,
Orthrosanthus multiflorus Sweet	Liliaceae	H.

On the roadside c. 4 km north of Bales Beach:

Pimelea octophylla R. Br.	Thymeleaceae	H,

and near the junction Hundred Line – D'Estrees Bay Road:

Pimelea macrostegia J. M. Black	Thymeleaceae	H.

Finally on D'Estrees Bay campground near the shore on a probably formerly cultivated place:

Adriana klotzschii F. Muell.	Euphorbiaceae	H,
Ixiolaena supina F. Muell.	Asteraceae	H,
Lagurus ovatus L.	Poaceae	H.

Kangaroo Island: Cape Gantheaume National Park 28-11-1992

From D'Estrees Bay campground a track leads in southwestern direction to Cape Gantheaume. In this area close to the coast dense mallee scrub underlaying by partly calcareous dunes dominates the vast plains some 40–50 m above sea level. Near the cliff edge wind and salt spray causes a low dwarf bush vegetation becoming more luxuriant further inland. Although the climate is humid in winter summer drought and water permeability of the soil produce fairly dry conditions.

Along the track to about 10 km from the end of the road the following species have been collected:

Helichrysum leucopsideum DC.	Asteraceae	H,
Lasiopetalum discolor Hook	Sterculiaceae	H,
Lasiopetalum schulzenii (F. Muell.) Benth.	Sterculiaceae	H,
Melaleuca halmaturorum F. Muell.	Myrtaceae	H,
Podolepis rugata Labill.	Asteraceae	H,
Pultenaea acerosa R. Br. ex Benth.	Fabaceae	H,
Scaevola crassifolia Labill.	Goodeniaceae	H,
Veronica hillebrandii F. Muell.	Scrophulariac.	H.

Kangaroo Island: North Coast 29-11-1992

Near the South Coast Road – Hundred Line crossing a few species have been collected at a pond on the roadside:

Callistemon macropunctatus (Dum.-Cours.) Court.	Myrtaceae	H,
Olearia rudis F. Muell.	Asteraceae	H.

Another mallee stand can be found at the North Coast Road near the Cassini Road junction. Surrounded by cultivated land a small stripe of nearly natural vegetation subsists:

Adenanthos terminalis R. Br.	Proteaceae	H,
Dillwynia sericea Cunn.	Fabaceae	H,
Prostanthera spinosa F. Muell.	Scrophulariac.	H.

Nearby on a roadside adjacent to agricultural land:

Boronia edwardsii Benth.	Rutaceae	H,
Gompholobium ecostatum Kuchel	Fabaceae	H,
Leucopogon costatus (F. Muell.) F. Muell. ex J. Black	Epacridaceae	H,
Spyridium spathulatum F. Muell.	Rhamnaceae	H,
Thryptomene ericacea F. Muell.	Myrtaceae	H.

At the North Coast Road near Calana east of Stoke's Bay on the roadside:

Hakea muellerana J. M. Black	Proteaceae	H,
Platylobium obtusangulum Hook	Fabaceae	H.

Kangaroo Island: Flinders Chase National Park 30-11-1992

The western part of Kangaroo Island is only to a small part cultivated and most of this area is covered with dense mallee scrub or open sclerophyllous forest. Nearly the whole region is protected by law and Flinders Chase National Park is one of the oldest of Australia. 1982 it had been enlarged by about 20 000 hectares.

At Playford – West End Highway junction on a burnt mallee stand:

Adenanthos macropodiana E. C. Nelson	Proteaceae	H,
Conospermum patens Schldl.	Proteaceae	H,

at Baxter's Road junction:

Calythrix spec. A.	Myrtaceae	H,
Thysanotus spec. (one of the marvellous fringe lilies!).	Liliaceae	P

At a near coastal dwarf shrub vegetation at the Remarkable Rocks a widespread low shrub species has been found:

Correa reflexa Vent.	Rutaceae	H.

The Black Swamp near Rocky River in Flinders Chase National Park is a swampy area with water black from organic solubles. On the track crossing this wetland two species have been collected:

Choretum spicatum F. Muell. (a very strange, nearly leafless plant),	Santalaceae	H
Eleocharis sphacellata R. Br.	Cyperaceae	H.

Kangaroo Island: Flinders Chase National Park 01-12-1992

At the western end of Kangaroo Island the Breakneck River flows through a small valley covered with wet sclerophyllous and riverside forests and enters with an estuary the sea. On the track from the road along the river some interesting plants could be found mainly on sandy soils:

Apium prostratum Labill.	Apiaceae	H,
Bulbine semibarbata Haw.	Liliaceae	H,
Irenepharsus phasmatodes Hewson	Brassicaceae	H,
Mimulus repens R. Br.	Scrophulariac.	H,
Swainsonia lessertifolia DC.	Fabaceae	H.

Kangaroo Island: South Coast 02-12-1992

On the south coast of Kangaroo Island at Vivonne Bay on consolidated sand-dunes.

Kunzea pomifera F. Muell.	Myrtaceae	H.

Kangaroo Island: Eastern Part 03-12-1992

In a stripe of nearly natural mallee vegetation adjacent to cultivated land on the roadside north of Beyeria Conservation Park.

Eucalyptus cneorifolia DC.	Myrtaceae	H,
Melaleuca unciniata R. Br.	Myrtaceae	H,
Muehlenbeckia adpressa Meissn.	Polygonaceae	H.

Mount Thisby or Prospect Hill on the narrow isthmus between Dudley Peninsula and the mainland of Kangaroo Island consists of a large sanddune. Here the last plants of this journey have been collected.

Lagurus ovatus L. (native to the Mediterranean),	Poaceae	H
Olearia axillaris F. Muell.	Asteraceae	H.

6. Remarks on the collected specimens

The following species have been found new for the indicated localities:

Brachycome parvula Hook. var. *lissocarpa* (J. M. Black) G. L. Davis.

A specimen of this variety occurs near Cape Otway although it is recorded for the Grampians only (Willis 1972). Further studies are needed to clarify the distributions of both var. *lissocarpa* and var. *parvula*.

Melia azedarach L. ssp. *australasica* (A. Juss.) D. DC.

The indigenous occurence of *Melia azedarach* ssp. *australasica* is limited to West Australia but it has been introduced to Queensland, New South Wales and the Murray Region of South Australia (Jessop & Toelken 1986: 785). It has been found – probably introduced as well – at St. Germain – Murray Town road near the west end of the gorge in southern Flinders Range. Herbarium specimens can be loaned from STU.

7. References

Burrows, K. (1979): Climate. – *In*: Tyler, M. J., C. R. Twindale & J. K. Ling (eds.): Natural history of Kangaroo Island. – 184 pp.; Adelaide.

Costermans, L. (1983): Native trees and shrubs of South-Eastern Australia, 2. ed. – 422 pp.; Sydney, Hong Kong, Chicago & London.

Jessop, J. P. & H. R. Toelken (1986): Flora of South Australia Part I–IV. – 2248 pp.; Adelaide.

Walter, H. & H. Lieth (1967): Klimadiagramm-Weltatlas; Jena.

Willis, J. H. (1972): A handbook to plants in Victoria. – Vol. I + II. 1313 pp.; Melbourne.

Author's address:

Dr. Arno Wörz, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum am Löwentor), Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart, Germany.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde

Serie A (Biologie)

Herausgeber:

Staatliches Museum für Naturkunde, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart

Stuttgarter Beitr. Naturk.	Ser. A	Nr. 517	63 S.	Stuttgart, 4. 9. 1994

SMITHSONIAN DEC 0 7 1994 LIBRARIES

Professor Dr. Bernhard Ziegler zum 65. Geburtstag

Checkliste der Flechten und flechtenbewohnenden Pilze Deutschlands – eine Arbeitshilfe

Checklist of the Lichens and Lichenicolous Fungi of Germany

Von Volkmar Wirth, Stuttgart

(Unter Mitarbeit von Thorsten Lumbsch, Peter Scholz, Peter Jacobsen, Martin Heklau, Markus Hauck)

Summary

More than thirty years after the publication of the first checklist of lichens of Germany – the Catalogus Lichenum Germaniae by Grummann (1963) – a new checklist is presented containing 1674 lichen species and 161 lichenicolous fungi known at present from Germany (chapter 3.). Further lists include about 1600 synonyms, among them 280 species names of the Catalogus Lichenum Germaniae now regarded as synonyms (4.), furthermore 280 dubious and unsufficiently known species (5.) and 60 species in that catalogue whose records from Germany are incorrect (6.). About 220 species registered as new for Germany since Grummanns Catalogus are cited with literature references (8.). The following **new combinations** are made: *Bacidina arnoldiana* (Körber) V.Wirth & Vězda, *Bacidina delicata* (Larbal. ex Leighton) V.Wirth & Vězda, *Biatora chrysantha* (Zahlbr.) Printzen, *Cladonia macilenta* Hoffm. ssp. *floerkeana* (Fr.) V.Wirth, *Cladonia pyxidata* ssp. *chlorophaea* (Flörke ex Sommerf.) V.Wirth, *Cladonia pyxidata* ssp. *grayi* (G.Merr. ex Sandstede) V.Wirth, *Clauzadea cyclisca* (Massal.) V.Wirth and *Parmelia quercina* (Willd.) Vainio v. *carporrhizans* (Taylor) V.Wirth (see chapter 9.).

Zusammenfassung

Es wird eine Liste der auf dem Gebiet der Bundesrepublik Deutschland nachgewiesenen 1674 Flechtenarten und 161 flechtenbewohnenden Pilze vorgelegt (Kapitel 3.). In einer weiteren Liste werden 1600 in den letzten Jahrzehnten gebräuchliche Synonyme aufgeführt (4.), unter anderem alle Artnamen, die im 1963 publizierten Catalogus Lichenum Germaniae von Grummann erwähnt werden, der einzigen erschienenen Checkliste der Flechten Deutschlands. Alle im Catalogus von Grummann irrtümlicherweise für Deutschland genannten Arten (6.) sowie die derzeit völlig ungenügend bekannten und „zweifelhaften" Arten des Catalogus (5.) werden in weiteren Listen aufgeführt. Über 200 in den letzten 30 Jahren neu für Deutsch-

land nachgewiesene Arten werden mit Literaturzitaten vorgestellt (8.). Folgende **Neukombinationen** werden gemacht: *Bacidina arnoldiana* (Körber) V.Wirth & Vězda, *Bacidina delicata* (Larbal. ex Leighton) V.Wirth & Vězda, *Biatora chrysantha* (Zahlbr.) Printzen, *Cladonia macilenta* Hoffm. ssp. *floerkeana* (Fr.) V.Wirth, *Cladonia pyxidata* ssp. *chlorophaea* (Flörke ex Sommerf.) V.Wirth, *Cladonia pyxidata* ssp. *grayi* (G.Merr. ex Sandstede) V.Wirth, *Clauzadea cyclisca* (Massal.) V.Wirth und *Parmelia quercina* (Willd.) Vainio v. *carporrhizans* (Taylor) V.Wirth (siehe Kapitel 9.).

Inhalt

1. Einleitung 2
2. Artenzahlen 3
3. Liste der im Gebiet der Bundesrepublik Deutschland nachgewiesenen Flechten, flechtenbewohnenden Pilze und flechtenähnlichen Pilze 4
3.1. Erläuterungen 4
3.2. Liste der Taxa 4
4. Synonyme 26
5. Problematische und sehr wenig bekannte Arten 51
6. Falsche und anzuzweifelnde Angaben von Arten 54
7. In Grummann nur von früheren deutschen Ostgebieten angegebene Sippen . . . 55
8. Seit Grummann (1963) nachgewiesene Arten 56
9. Neukombinationen 62
10. Dank 62
11. Literatur 62

1. Einleitung

In den etwas mehr als 30 Jahren, die seit dem Erscheinen von Grummanns Catalogus Lichenum Germaniae (Grummann 1963) vergangen sind, hat die Flechtenkunde in Deutschland – wie auch in vielen anderen Ländern – eine regelrechte Renaissance, ja einen nie zuvor gekannten Aufschwung erlebt. Gegenüber den sechziger Jahren, als kaum mehr als ein Dutzend Botaniker und Liebhaber in Deutschland als Flechtenkenner gelten konnten, hat sich die Zahl der Lichenologen vervielfacht. Populärwissenschaftliche Bücher über Flechten und Flechtenfloren erreichten innerhalb weniger Jahre Auflagen von mehreren Tausend. Flechten haben zudem, in Zusammenhang mit ihrer Bioindikationsfunktion, auch in der breiteren Öffentlichkeit Beachtung gefunden und werden inzwischen bei der Natur- und Umweltschutzarbeit berücksichtigt. Flechtenkartierungen sind in mehreren Bundesländern im Gange, Rote Listen als Arbeitshilfen für den Naturschutz erschienen oder in Arbeit.

Angesichts des vielfältigen Interesses an Flechten einerseits, der zahlreichen Änderungen in der Benennung der Flechtenarten – gegenüber der Liste von Grummann sind es Hunderte – und der nicht wenigen Neunachweise von Arten andererseits, ist es verständlich, daß eine neue Übersicht der in Deutschland nachgewiesenen Flechten notwendig ist und von vielen Seiten gefordert wird.

An eine so aufwendige, nach Naturräumen gegliederte Inventarisierung der Flechten, wie sie Grummann nach vieljähriger Arbeit vorgelegt hatte, war aus Kosten- und Zeitgründen nicht zu denken. Hier wird eine Liste der in Deutschland nachgewiesenen Flechtenarten mit ihren derzeit gültigen Namen ohne weitere Kommentierung vorgelegt; traditionsgemäß sind auch eine Reihe von Pilzen berücksichtigt, die fakultativ mit Algen assoziiert sind oder in naher Verwandtschaft zu Flechtenpilzen stehen. Enthalten sind – im Gegensatz zum Catalogus von Grummann – auch flechtenbewohnende Pilze; in diesem Bereich ist die vorgelegte Liste sicherlich

lückenhaft. Es wurden bei den flechtenbewohnenden Pilzen mit wenigen Ausnahmen nur Arten aufgenommen, die in allerneuester Literatur aufgeführt sind; so blieb auch von Keissler (1930) nur teilweise berücksichtigt. Wir sehen uns nicht in der Lage, in der älteren Literatur ausreichend zwischen verläßlichen Angaben, anzuerkennenden und ungeklärten Arten oder Synonymen zu unterscheiden. Eine vollständige Liste mag kompetenteren Fachleuten vorbehalten bleiben. Wegen des großen „Bedarfes" schien uns aber der Verzicht auf diese wichtige Gruppe keine gute Lösung.

Eine Synonymenliste ermöglicht die Anbindung aller bei Grummann verwendeten Artnamen an die Arten dieser Liste; sie enthält ferner zahlreiche weitere in der neueren Literatur zu findende Namen.

Auf Literaturverweise wurde verzichtet. Gerade in den letzten Jahren sind im Ausland mehrere umfangreiche kommentierte Checklisten publiziert worden, die eine Wiederholung der Angaben kaum vertretbar erscheinen lassen. Insbesondere sei auf Santessons Checkliste der Flechten und flechtenbewohnenden Pilze von Schweden und Norwegen (Santesson 1993) verwiesen, in der für die einzelnen Arten Bestimmungsliteratur und Monographien genannt werden, und auf den Bestimmungsschlüssel der flechtenbewohnenden Pilze (Clauzade, Diederich & Roux 1989), des weiteren auf den Katalog von Nimis (1993) für Italien. Ferner ist der Großteil der heimischen Arten in neuen Floren und Bestimmungswerken enthalten (Poelt 1969, Poelt & Vězda 1977, 1981, Purvis et alii 1992, Wirth 1994). Schließlich sind auch die Literaturverweise von Grummann (1963) selbst weiterhin nützlich. Die Nomenklatur richtet sich weitgehend nach Santesson (1993), ferner nach Purvis et alii (1992). Bei den Parmelien haben wir uns entschlossen, einen konservativen Weg (etwa im Sinne Poelts) zu gehen, bis sich die Verhältnisse stabilisiert haben. Eigene Nachforschungen nach den gültigen Namen und korrekten Autoren wurden nur in Ausnahmefällen durchgeführt. Diese Liste soll als Arbeitshilfe und Bezugsliste verstanden werden.

Um die Übersichtlichkeit der Checkliste zu bewahren und sie vom Ballast völlig ungenügend bekannter, wahrscheinlich mit gut bekannten Sippen synonymen Arten sowie der nicht sicher nachgewiesenen oder irrtümlich für Deutschland angegebenen Arten zu befreien, wurden diese problematischen Arten in getrennten Listen zusammengefaßt. Ein Register der Epitheta wäre sicherlich der rascheren Auffindung aller auf die verschiedenen Listen aufgeteilten Namen sehr dienlich gewesen, war aber aus Platz- und damit Kostengründen nicht durchführbar.

Aus einer weiteren Liste sind die in den 30 Jahren seit dem Erscheinen des Catalogus von Grummann in Deutschland neu nachgewiesenen Arten – ca. 220 – ersichtlich. Bei diesen Arten wird die Literatur mit den Erstnachweisen zitiert.

2. Artenzahlen

In der unten folgenden Checkliste sind für Deutschland 1674 Flechtenarten, 161 flechtenbewohnende Pilze, ca. 40 Pilze und 6 Algenparasiten aufgeführt. Grummann belegte für Deutschland, allerdings in den Grenzen von 1937, 2169 Flechtenarten und „flechtenähnliche" Pilze. Davon waren formal – das heißt ohne Rücksicht auf zwischenzeitlich bekannte Synonymien, die diese Zahl erheblich schrumpfen ließen – ca. 100 nur von den Ostgebieten jenseits der Oder-Neiße-Grenze bekannt. Die Diskrepanz zwischen den verbleibenden ca. 2070 Arten bei Grummann und der hier ermittelten Zahl (1674 + ca. 40 = ca. 1710) – immerhin ca. 360 Arten – erklärt

sich wie folgt. Aus heutiger Sicht sind mindestens 283 Arten der Liste von GRUMMANN als Synonyme anderer Arten dieser Liste nachgewiesen, eine Zahl, die eindrucksvoll die Fortschritte in der Taxonomie und Systematik der Flechten erkennen läßt. Weitere 286 Arten sind hier vorläufig als problematische Arten eingestuft worden. Sie dürften sich bei einer Bearbeitung zu einem sehr großen Teil als Synonyme von gut bekannten Sippen oder als Falschbestimmungen erweisen. Rund 60 Arten beruhen derzeit auf irrtümlichen Angaben. Auf der „Habenseite" sind ca. 40 infraspezifische Sippen des Catalogus hinzuzurechnen, die inzwischen als Arten gelten. Zusammen mit den ca. 220 Erstnachweisen und neu beschriebenen Flechten wird ungefähr die Größenordnung der oben genannten etwas mehr als 1700 besser bekannten Arten erreicht. Dies dürfte eine einigermaßen verläßliche Größe der in Deutschland vorhandenen Flechtenarten sein, von der ausgehend in der Bilanz keine Reduzierung mehr, sondern eher eine allmähliche Zunahme der Artenzahl zu erwarten ist. Bei manchen Gattungen, vor allem *Verrucaria, Thelidium, Polyblastia, Acarospora* und *Aspicilia* sind noch größere Änderungen zu erwarten; auch manche Arten der Checkliste sind vor allem bei diesen Gattungen noch unklar. Die Zahl der flechtenbewohnenden Pilze, die in Deutschland in den letzten Jahren zu wenig gesammelt und beachtet wurden, wird sich noch stark erhöhen.

Im Vergleich zu Nachbarländern, aus denen in jüngster Zeit Artenzahlen bekannt geworden sind, nimmt sich die für Deutschland ermittelte Zahl bescheiden aus. Für Norwegen und Schweden zusammen gibt SANTESSON (1993) 2271 Arten an, für Österreich (TÜRK mündliche Mitteilung) sind ca. 2000 Arten nachgewiesen. Die gegenüber Österreich deutlich geringere Artenzahl hängt sicherlich mit dem geringen Anteil an alpinen Lagen und besonders dem weitgehenden Fehlen von silikatischen Gesteinen im deutschen Alpenanteil zusammen, aber auch mit der relativ ungenügenden Erforschung der deutschen Alpen in neuerer Zeit.

3. Liste der im Gebiet der Bundesrepublik Deutschland nachgewiesenen Flechten, flechtenbewohnenden Pilze und flechtenähnlichen Pilze

3.1. Erläuterungen

Folgende Schriftarten und Zeichen werden verwendet:

fett: Gattungen;
nicht kursiv: Flechtenarten;
kursiv: flechtenbewohnende Pilze;
**kursiv*: Pilze;
(*)*kursiv*: fakultativ lichenisierte Pilze oder Algen mitunter assoziiert;
Stern hinter Artnamen*: nicht gültig kombiniert, vorläufig zu dieser Gattung gestellt, Art. 34.1b);
\+ vor Artnamen: Algen mit assoziierten Pilzen.

Für die Wertung der Gattung als Flechten, flechtenbewohnende Pilze oder Pilze war die Mehrzahl der heimischen Arten ausschlaggebend.

3.2. Liste der Taxa

Abrothallus De Not.
Abrothallus acetabuli Diederich
Abrothallus bertianus De Not.
Abrothallus microspermus Tul.
Abrothallus parmeliarum (Sommerf.) Arnold
Abrothallus peyritschii (Stein) Kotte
Abrothallus prodiens (Harm.) Diederich & Haf.
Abrothallus usnea Rabenh.

Absconditella Vězda
Absconditella delutula (Nyl.) Coppins & Kilias
Absconditella sphagnorum Vězda & Poelt
Absconditella trivialis (Willey ex Tuck.) Vězda

Acarospora Massal.
Acarospora argillacea (Arnold) Hue
Acarospora badiofusca (Nyl.) Th.Fr.

Acarospora bullata Anzi
Acarospora cervina Massal.
Acarospora fulvoviridula Harm.
Acarospora fuscata (Nyl.) Th.Fr.
Acarospora gallica H.Magn.
Acarospora glaucocarpa (Ach.) Körber
Acarospora heppii (Naeg. ex Hepp) Naeg. ex Körber
Acarospora hospitans H.Magn.
Acarospora impressula Th.Fr.
Acarospora insolata H.Magn.
Acarospora macrospora (Hepp) Massal. ex Bagl.
Acarospora marcii H.Magn.
Acarospora nitrophila H.Magn.
Acarospora nodulosa (Dufour) Hue
Acarospora oligospora (Nyl.) Arnold
Acarospora paupera H.Magn.
Acarospora peliscypha Th.Fr. (lt. SANTESSON 1993 ev. zu A. rugulosa)
Acarospora pyrenopsoides H.Magn.
Acarospora rosulata (Th.Fr.) H.Magn.
Acarospora rugulosa Körber
Acarospora scabrida Hedl. ex H.Magn.
Acarospora schleicheri (Ach.) Massal.
Acarospora sinopica (Wahlenb.) Körber
Acarospora smaragdula (Wahlenb.) Massal.
Acarospora tenuicorticata H.Magn.
Acarospora tongletii Hue
Acarospora umbilicata Bagl.
Acarospora veronensis Massal.
Acarospora versicolor Bagl. & Car.

Acremonium Link ex Th.Fr.
Acremonium lichenicola W.Gams

Acrocordia Massal.
Acrocordia cavata (Ach.) R.Harris
Acrocordia conoidea (Fr.) Körber
Acrocordia gemmata (Ach.) Massal.
Acrocordia salweyi (Leighton ex Nyl.) A.L.Sm.

Adelococcus Theiss & Sydow
Adelococcus alpestris (Zopf) Theiss & Sydow
Adelococcus interlatens (Arnold) Matzer & Haf.

Adelolecia Hertel & Haf.
Adelolecia pilati (Hepp) Hertel & Haf.

Agonimia Zahlbr.
Agonimia tristicula (Nyl.) Zahlbr.

Alectoria Ach.
Alectoria ochroleuca (Hoffm.) Massal.
Alectoria sarmentosa (Ach.) Ach.

Allantoparmelia (Vainio) Essl.
Allantoparmelia alpicola (Th.Fr.) Essl.

Amandinea Choisy ex Scheideg. & Mayrhofer
Amandinea lecideina (Mayrhofer & Poelt) Scheideg. & Mayrhofer
Amandinea punctata (Hoffm.) Coppins & Scheideg.

Amygdalaria Norman
Amygdalaria consentiens (Nyl.) Hertel, Brodo & Inoue
Amygdalaria panaeola (Ach.) Hertel & Brodo
Amygdalaria pelobotryon (Wahlenb.) Norman

Anaptychia Körber
Anaptychia ciliaris (L.) Körber ex Massal.

Anema Nyl. ex Forss.
Anema decipiens (Massal.) Forss.
Anema notarisii (Massal.) Forss.
Anema tumidulum Henssen ined.

Anisomeridium (Müll.Arg.) Choisy
Anisomeridium biforme (Borrer) R.Harris
**Anisomeridium macrocarpum* (Körber) V.Wirth
Anisomeridium nyssaegenum (Ellis & Everh.) R.Harris

Anzina Scheideg.
Anzina carneonivea (Anzi) Scheideg.

Aphanopsis Nyl. ex Sydow
Aphanopsis coenosa (Ach.) Coppins & P.James

Arthonia Ach.
Arthonia almquistii Vainio
Arthonia apatetica (Massal.) Th.Fr.
Arthonia arthonioides (Ach.) A.L.Sm.
Arthonia bueriana (Lahm) Zahlbr.
Arthonia byssacea (Weigel) Almq.
Arthonia caesia (Flotow) Arnold
Arthonia calcicola Nyl.
Arthonia cinereopruinosa Schaerer
Arthonia cinnabarina (DC.) Wallr.
Arthonia clemens (Tul.) Th.Fr.
Arthonia didyma Körber
Arthonia dispersa (Schrader) Nyl.
Arthonia elegans (Ach.) Almq.
Arthonia endlicheri (Garov.) Oxner
Arthonia fuliginosa (Turner & Borrer) Flotow
Arthonia fuscopurpurea (Tul.) R.Sant.
Arthonia galactites (DC.) Dufour
Arthonia glaucella Nyl.
Arthonia glaucomaria Nyl.
Arthonia helvola (Nyl.) Nyl.
Arthonia ilicina Taylor
Arthonia insulata (B. de Lesd.) Redinger
Arthonia intexta Almq.
Arthonia lapidicola (Taylor) Branth & Rostrup
Arthonia leucopellaea (Ach.) Almq.
Arthonia ligniaria Hellbom
Arthonia mediella Nyl.
Arthonia medusula (Pers.) Nyl.
Arthonia muscigena Th.Fr.
Arthonia patellulata Nyl.
Arthonia phaeobaea (Norman) Norman
Arthonia pruinata (Pers.) A.L.Sm.
Arthonia punctiformis Ach.
Arthonia radiata (Pers.) Ach.
Arthonia reniformis (Pers.) Nyl.
Arthonia spadicea Leighton
Arthonia stellaris Krempelh.

Arthonia subfuscicola (Lindsay) Triebel
Arthonia tenellula Nyl.
Arthonia vinosa Leighton
Arthonia zwackhii Sandst.

Arthopyrenia Massal.
**Arthopyrenia antecellens* (Nyl.) Arnold
**Arthopyrenia cerasi* (Schrader) Massal.
**Arthopyrenia cinereopruinosa* (Schaerer) Massal.
**Arthopyrenia fraxini* Massal.
**Arthopyrenia grisea* (Schleicher ex Schaerer) Körber
Arthopyrenia inconspicua Lahm
(*)*Arthopyrenia lapponina* Anzi
Arthopyrenia microspila Körber
Arthopyrenia nitescens (Salwey) Mudd
**Arthopyrenia punctiformis* (Pers.) Massal.
**Arthopyrenia rhyponta* (Ach.) Massal.
(*)*Arthopyrenia salicis* Massal.
Arthopyrenia spilobola (Nyl.) Arnold
**Arthopyrenia stenospora* Körber

Arthothelium Massal.
Arthothelium ruanum (Massal.) Körber
Arthothelium spectabile Flotow ex Massal.

Arthrorhaphis Th.Fr.
Arthrorhaphis alpina (Schaerer) R.Sant.
Arthrorhaphis citrinella (Ach.) Poelt
Arthrorhaphis grisea Th.Fr.
Arthrorhaphis vacillans Th.Fr. & Almq. ex Th.Fr.

Arthrosporum Massal.
Arthrosporum populorum Massal.

Aspicilia Massal.
Aspicilia aquatica Körber
Aspicilia caesiocinerea (Nyl. ex Malbr.) Arnold
Aspicilia calcarea (L.) Mudd
Aspicilia cinerea (L.) Körber
Aspicilia contorta (Hoffm.) Krempelh. ssp. contorta
Aspicilia contorta ssp. hoffmanniana Ekman & Fröberg
Aspicilia coronata (Massal.) Anzi
Aspicilia gibbosa (Ach.) Körber
Aspicilia grisea Arnold
Aspicilia intermutans (Nyl.) Arnold
Aspicilia laevata (Ach.) Arnold
Aspicilia leprosescens (Sandst.) Hav.
Aspicilia mastrucata (Wahlenb.) Th.Fr.
Aspicilia moenium (Vainio) G.Thor & Timdal
Aspicilia myrinii (Fr.) Stein
Aspicilia obscurata (Fr.) Arnold
Aspicilia permutata (Zahlbr.) Clauz. & Rondon
Aspicilia polychroma Anzi
Aspicilia recedens (Taylor) Arnold
Aspicilia simoensis Räsänen
Aspicilia subreagens (H.Magn.) R.Sant. ined.
Aspicilia supertegens Arnold
Aspicilia verrucigera Hue
Aspicilia verruculosa Krempelh.
Aspicilia waldrastensis (H.Magn.) Clauz. & Rondon

Athelia Pers.
Athelia arachnoidea (Berk.) Jülich

Bachmanniomyces D.Hawksw.
Bachmanniomyces uncialicola (Zopf) D.Hawksw.

Bacidia De Not.
Bacidia absistens (Nyl.) Arnold
Bacidia arceutina (Ach.) Arnold
Bacidia assulata (Körber) Vězda
Bacidia auerswaldii (Hepp ex Stiz.) Migula
Bacidia bagliettoana (Massal. & De Not.) Jatta
Bacidia beckhausii Körber
Bacidia biatorina (Körber) Vainio
Bacidia caesiomarginata (Kernst.) Lettau
Bacidia circumspecta (Nyl. ex Vainio) Malme
Bacidia fraxinea Lönnr.
Bacidia friesiana (Hepp) Körber
Bacidia fuscoviridis (Anzi) Lettau
Bacidia globulosa (Flörke) Haf. & V.Wirth
Bacidia hegetschweileri (Hepp) Vainio
Bacidia hemipolia (Nyl.) Malme
Bacidia herbarum (Stizenb.) Arnold
Bacidia igniarii (Nyl.) Oxner
Bacidia incompta (Borrer ex Hooker) Anzi
Bacidia laurocerasi (Delise ex Duby) Zahlbr.
Bacidia naegelii (Hepp) Zahlbr.
Bacidia polychroa (Th.Fr.) Körber
Bacidia propinqua (Stizenb.) Arnold
Bacidia rosella (Pers.) De Not.
Bacidia rubella (Hoffm.) Massal.
Bacidia saxenii Erichsen
Bacidia subacerina Vainio
Bacidia subfuscula (Nyl.) Th.Fr.
Bacidia subincompta (Nyl.) Arnold
Bacidia trachona (Ach.) Lettau

Bacidina Vězda
Bacidina arnoldiana (Körber) V.Wirth & Vězda
Bacidina chloroticula (Nyl.) Vězda & Poelt
Bacidina delicata (Larbal. ex Leighton) V.Wirth & Vězda
Bacidina egenula (Nyl.) Vězda
Bacidina inundata (Fr.) Vězda
Bacidina phacodes (Körber) Vězda

Bactrospora Massal.
Bactrospora corticola (Nyl.) Almq.
Bactrospora dryina (Ach.) Massal.

Baeomyces Pers.: Fr.
Baeomyces carneus Flörke
Baeomyces placophyllus Ach.
Baeomyces rufus (Hudson) Rebent. v. rufus
Baeomyces rufus v. callianthus (Lettau) Lettau

Bagliettoa Massal.
Bagliettoa baldensis (Massal.) Vězda
Bagliettoa limborioides Massal.
Bagliettoa parmigera (Steiner) Vězda & Poelt

Bagliettoa parmigerella (Zahlbr.) Vězda & Poelt
Bagliettoa steineri (Kusan) Vězda

Bellemerea Haf. & Roux
Bellemerea alpina (Sommerf.) Clauz. & Roux
Bellemerea cinereorufescens (Ach.) Clauz. & Roux
Bellemerea sanguinea (Krempelh.) Haf. & Roux

Belonia Körber ex Nyl.
Belonia incarnata Th.Fr. & Graewe ex Th.Fr.
Belonia russula Körber ex Nyl.

Biatora Fr.
Biatora chrysantha (Zahlbr.) Printzen
Biatora epixanthoidiza (Nyl.) Räsänen
Biatora fallax Hepp
Biatora flavopunctata (Tønsberg) Hinteregger & Printzen
Biatora helvola Körber ex Hellbom
Biatora ocelliformis (Nyl.) Arnold
Biatora pallens (Kullh.) Zahlbr.
Biatora rhododendri (Hepp) Arnold
Biatora vernalis (L.) Fr.

Biatorella De Not.
Biatorella germanica Massal. ex Körber
Biatorella hemisphaerica Anzi

Biatoridium Lahm
Biatoridium delitescens (Arnold) Haf. ined.
Biatoridium monasteriense Lahm

Biatoropsis Räsänen
Biatoropsis usnearum Räsänen

Bispora Corda
Bispora christiansenii D.Hawksw.

Brodoa Goward
Brodoa intestiniformis (Vill.) Goward

Bryophagus Nitschke ex Arnold
Bryophagus gloeocapsa Nitschke ex Arnold

Bryoria Brodo & D.Hawksw.
Bryoria bicolor (Ehrh.) Brodo & D.Hawksw.
Bryoria capillaris (Ach.) Brodo & D.Hawksw.
Bryoria chalybeiformis auct.
Bryoria fremontii (Tuck.) Brodo & D.Hawksw.
Bryoria fuscescens (Gyelnik) Brodo & D.Hawksw.
Bryoria implexa (Hoffm.) Brodo & D.Hawksw.
Bryoria kuemmerleana (Gyelnik) Brodo & D.Hawksw.
Bryoria nadvornikiana (Gyelnik) Brodo & D.Hawksw.
Bryoria smithii (Du Rietz) Brodo & D.Hawksw.

Buellia De Not.
Buellia aethalea (Ach.) Th.Fr.
Buellia alboatra (Hoffm.) Th.Fr.
Buellia arnoldii Servít
Buellia asterella Poelt & Sulzer
Buellia badia (Fr.) Massal.
Buellia disciformis (Fr.) Mudd
Buellia elegans Poelt
Buellia epigaea (Pers.) Tuck.
Buellia epipolia (Ach.) Mong.
Buellia erubescens Arnold
Buellia geophila (Flörke ex Sommerf.) Lynge
Buellia griseovirens (Turner & Borrer ex Sm.) Almb.
Buellia insignis (Naeg. ex Hepp) Th.Fr.
Buellia lauricassiae (Fée) Müll.Arg.
Buellia leptocline (Flotow) Massal.
Buellia lutosa (Massal.) Anzi
Buellia miriquidica Scheideg.
Buellia nivalis (Bagl. & Car.) Hertel
Buellia ocellata (Flotow) Körber
Buellia papillata (Sommerf.) Tuck.
Buellia pharcidia (Ach.) Malme (= ?Buellia alboatra)
Buellia poeltii Schauer
Buellia porphyrica (Arnold) Mong.
Buellia pulverea Coppins & P.James
Buellia pulverulenta (Anzi) Jatta
Buellia sandstedei (Zwackh) Sandst.
Buellia sanguineolenta Schauer
Buellia schaereri De Not.
Buellia spuria (Schaerer) Anzi
Buellia stellulata (Taylor) Mudd
Buellia subdispersa Migula
Buellia thiopoliza (Nyl.) Boistel
Buellia triphragmoides Anzi
Buellia uberior Anzi
Buellia venusta (Körber) Lettau

Buelliella Fink ex Haf.
Buelliella physciicola Poelt & Haf.

Byssoloma Trevisan
Byssoloma subdiscordans (Nyl.) P.James

Calicium Pers.
Calicium abietinum Pers.
Calicium adspersum Pers.
Calicium corynellum (Ach.) Ach.
Calicium glaucellum Ach.
Calicium lenticulare Ach.
Calicium parvum Tibell
Calicium quercinum Pers.
Calicium salicinum Pers.
Calicium trabinellum (Ach.) Ach.
Calicium viride Pers.

Caloplaca Th.Fr.
Caloplaca albolutescens (Nyl.) Oliv.
Caloplaca alociza (Massal.) Migula
Caloplaca ammiospila (Wahlenb.) Oliv.
Caloplaca arenaria (Pers.) Müll.Arg.
Caloplaca arnoldii (Wedd.) Zahlbr. ex Ginsb.
Caloplaca assigena (Lahm ex Arnold) DT. & Sarnth.
Caloplaca athroocarpa (Anzi) Jatta
Caloplaca atroflava (Turner) Mong.
Caloplaca aurantia (Pers.) Steiner
Caloplaca aurea (Schaerer) Zahlbr.

Caloplaca biatorina (Massal.) Steiner
Caloplaca cacuminum Poelt
Caloplaca cerina (Ehrh. ex Hedwig) Th.Fr. v. cerina
Caloplaca cerina v. chloroleuca (Sm.) Th.Fr.
Caloplaca cerina v. muscorum (Massal.) Jatta
Caloplaca cerinella (Nyl.) Flagey
Caloplaca cerinelloides (Erichsen) Poelt
Caloplaca chalybaea (Fr.) Müll.Arg.
Caloplaca chlorina (Flotow) Oliv.
Caloplaca chrysodeta (Vainio ex Räsänen) Dombr.
Caloplaca chrysophthalma Degel.
Caloplaca cirrochroa (Ach.) Th.Fr.
Caloplaca citrina (Hoffm.) Th.Fr.
Caloplaca coccinea (Müll.Arg.) Poelt
Caloplaca conversa (Krempelh.) Jatta
Caloplaca coronata (Krempelh. ex Körber) Steiner
Caloplaca crenularia (With.) Laundon
Caloplaca decipiens (Arnold) Blomb. & Forss.
Caloplaca dolomiticola (Hue) Zahlbr.
Caloplaca epiphyta Lynge
Caloplaca erythrocarpa (Pers.) Zwackh
Caloplaca exsecuta (Nyl.) DT. & Sarnth.
Caloplaca ferruginea (Hudson) Th.Fr.
Caloplaca flavescens (Hudson) Laundon
Caloplaca flavocitrina (Nyl.) Wade
Caloplaca flavorubescens (Hudson) Laundon
Caloplaca flavovirescens (Wulfen) DT. & Sarnth.
Caloplaca granulosa (Müll.Arg.) Jatta
Caloplaca grimmiae (Nyl.) Oliv.
Caloplaca haematites (Chaub. ex St. Aman) Zwackh
Caloplaca herbidella (Hue) H.Magn.
Caloplaca holocarpa (Hoffm. ex Ach.) Wade
Caloplaca hungarica H.Magn.
Caloplaca inconnexa (Nyl.) Zahlbr.
Caloplaca irrubescens (Arnold) Zahlbr.
Caloplaca jungermanniae (Vahl) Th.Fr.
Caloplaca lactea (Massal.) Zahlbr.
Caloplaca lobulata (Flörke) Hellbom
Caloplaca lucifuga G. Thor
Caloplaca luteoalba (Turner) Th.Fr.
Caloplaca magni-filii Poelt
Caloplaca marina (Wedd.) Zahlbr. ex Du Rietz
Caloplaca microthallina (Wedd.) Zahlbr.
Caloplaca nubigena (Krempelh.) DT. & Sarnth.
Caloplaca obliterans (Nyl.) Blomb. & Forss.
Caloplaca obscurella (Lahm ex Körber) Th.Fr.
Caloplaca ochracea (Schaerer) Flagey
Caloplaca percrocata (Arnold) Steiner
Caloplaca pollinii (Massal.) Jatta
Caloplaca polycarpa (Massal.) Zahlbr.
Caloplaca proteus Poelt
Caloplaca rubelliana (Ach.) Lojka
Caloplaca ruderum (Malbr.) Laundon
Caloplaca saxicola (Hoffm.) Nordin
Caloplaca saxifragarum Poelt
Caloplaca schoeferi Poelt
Caloplaca scopularis (Nyl.) Lettau
Caloplaca scotoplaca (Nyl.) H.Magn.
Caloplaca sinapisperma (Lam. & DC.) Maheu & Gillet
Caloplaca subpallida H.Magn.
Caloplaca teicholyta (Ach.) Steiner
Caloplaca tetraspora (Nyl.) Oliv.
Caloplaca tiroliensis Zahlbr.
Caloplaca ulcerosa Coppins & P.James
Caloplaca variabilis (Pers.) Müll.Arg.
Caloplaca viridirufa (Ach.) Zahlbr.
Caloplaca vitellinula auct., non (Nyl.) Oliv.
Caloplaca xantholyta (Nyl.) Jatta

Candelaria Massal.
Candelaria concolor (Dickson) Stein

Candelariella Müll.Arg.
Candelariella athallina (Wedd.) Du Rietz
Candelariella aurella (Hoffm.) Zahlbr.
Candelariella aurella f. smaragdula Szat.
Candelariella coralliza (Nyl.) H.Magn.
Candelariella kuusamoensis Räsänen
Candelariella medians (Nyl.) A.L.Sm.
Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau
Candelariella subdeflexa (Nyl.) Lettau
Candelariella viae-lacteae G. Thor & V.Wirth
Candelariella vitellina (Hoffm.) Müll.Arg.
Candelariella xanthostigma (Ach.) Lettau

Carbonea (Hertel) Hertel
Carbonea assimilis (Körber) Haf. & Hertel
Carbonea atronivea (Arnold) Hertel
Carbonea distans (Krempelh.) Haf. & Obermayer
Carbonea intrusa (Th.Fr.) Rambold & Triebel
Carbonea latypizodes (Nyl.) Knoph & Rambold
Carbonea supersparsa (Nyl.) Hertel
Carbonea vitellinaria (Nyl.) Hertel
Carbonea vorticosa (Flörke) Hertel

Catapyrenium Flotow
Catapyrenium cinereum (Pers.) Körber
Catapyrenium daedalum (Krempelh.) Stein
Catapyrenium lachneum (Ach.) R.Sant.
Catapyrenium michelii (Massal.) R.Sant.
Catapyrenium pilosellum O.Breuß
Catapyrenium psoromoides (Borrer) R.Sant.
Catapyrenium rufescens (Ach.) O.Breuß
Catapyrenium squamulosum (Ach.) O.Breuß
Catapyrenium tremniacense Massal.
Catapyrenium waltheri (Krempelh.) Körber

Catillaria Massal.
Catillaria alba Coppins & Vězda
Catillaria atomarioides (Müll.Arg.) Kilias
Catillaria chalybeia (Borrer) Massal.
Catillaria contristans (Nyl.) Zahlbr.
Catillaria detractula (Nyl.) Oliv.
Catillaria erysiboides (Nyl.) Th.Fr.
Catillaria lenticularis (Ach.) Th.Fr.
Catillaria minuta (Massal.) Lettau
Catillaria nigroclavata (Nyl.) Schuler
Catillaria picila (Massal.) Coppins
Catillaria tristis (Müll.Arg.) Arnold

Catinaria Vainio
Catinaria atropurpurea (Schaerer) Vězda & Poelt
Catinaria dispersa (Arnold) Lettau
Catinaria neuschildii (Körber) P.James

Catolechia Flotow
Catolechia wahlenbergii (Ach.) Körber

Cecidonia Triebel & Rambold
Cecidonia umbonella (Nyl.) Triebel & Rambold

Cephalophysis (Hertel) Kilias
Cephalophysis leucospila (Anzi) Kilias & Scheideg.

Cercidospora Körber em. Haf.
Cercidospora epipolytropa (Mudd) Arnold
Cercidospora ulothii Körber

Cetraria Ach.
Cetraria aculeata (Schreber) Fr.
Cetraria chlorophylla (Willd.) Vainio
Cetraria commixta (Nyl.) Th.Fr.
Cetraria cucullata (Bellardi) Ach.
Cetraria ericetorum Opiz
Cetraria hepatizon (Ach.) Vainio
Cetraria islandica (L.) Ach.
Cetraria laureri Krempelh.
Cetraria muricata (Ach.) Eckfeldt
Cetraria nivalis (L.) Ach.
Cetraria oakesiana Tuck.
Cetraria sepincola (Ehrh.) Ach.

Cetrelia W.Culb. & C.Culb.
Cetrelia cetrarioides (Delise ex Duby) W.Culb. & C.Culb.
Cetrelia chicitae W.Culb. & C.Culb.
Cetrelia olivetorum (Nyl.) W.Culb. & C.Culb.

Chaenotheca (Th.Fr.) Th.Fr.
Chaenotheca brachypoda (Ach.) Tibell
Chaenotheca brunneola (Ach.) Müll.Arg.
Chaenotheca chlorella (Ach.) Müll.Arg.
Chaenotheca chrysocephala (Turner ex Ach.) Th.Fr.
Chaenotheca cinerea (Pers.) Tibell
Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Migula
Chaenotheca furfuracea (L.) Tibell
Chaenotheca gracilenta (Ach.) J.-E.Mattson & Michelb.
Chaenotheca hispidula (Ach.) Zahlbr.
Chaenotheca laevigata Nádv.
Chaenotheca phaeocephala (Turner) Th.Fr.
Chaenotheca stemonea (Ach.) Müll.Arg.
Chaenotheca subroscida (Eitner) Zahlbr.
Chaenotheca trichialis (Ach.) Th.Fr.
Chaenotheca xyloxena Nádv.

Chaenothecopsis Vainio
Chaenothecopsis consociata (Nádv.) A.Schmidt
Chaenothecopsis exserta (Nyl.) Tibell
Chaenothecopsis parasitaster (Bagl. & Car.) D.Hawksw.
Chaenothecopsis pusilla (Ach.) A.Schmidt
Chaenothecopsis pusiola (Ach.) Vainio
Chaenothecopsis rubescens Vainio
Chaenothecopsis viridialba (Krempelh.) A.Schmidt
Chaenothecopsis viridireagens (Nádv.) A.Schmidt

Chromatochlamys Trevisan
Chromatochlamys muscorum (Fr.) Mayrhofer & Poelt

Chrysothrix Mont.
Chrysothrix candelaris (L.) Laundon
Chrysothrix chlorina (Ach.) Laundon

Cladonia Hill. ex Browne
Cladonia acuminata (Ach.) Nyl.
Cladonia amaurocraea (Flörke) Schaerer
Cladonia arbuscula (Wallr.) Flotow ssp. arbuscula
Cladonia arbuscula ssp. mitis (Sandst.) Ruoss
Cladonia arbuscula ssp. squarrosa (Wallr.) Ruoss
Cladonia bellidiflora (Ach.) Schaerer
Cladonia borealis Stenroos
Cladonia botrytes (Hagen) Willd.
Cladonia brevis (Sandst.) Sandst.
Cladonia caespiticia (Pers.) Flörke
Cladonia cariosa (Ach.) Sprengel
Cladonia carneola (Fr.) Fr.
Cladonia cenotea (Ach.) Schaerer
Cladonia cervicornis (Ach.) Flotow ssp. cervicornis
Cladonia cervicornis ssp. pulvinata (Sandst.) Ahti
Cladonia cervicornis ssp. verticillata (Hoffm.) Ahti
Cladonia ciliata Stirton v. ciliata
Cladonia ciliata v. tenuis (Flörke) Ahti
Cladonia coccifera (L.) Willd.
Cladonia coniocraea auct.
Cladonia convoluta (Lam.) P. Cout.
Cladonia cornuta (L.) Hoffm.
Cladonia crispata (Ach.) Flotow v. crispata
Cladonia crispata v. cetrariiformis (Delise) Vainio
Cladonia cyanipes (Sommerf.) Nyl.
Cladonia decorticata (Flörke) Sprengel
Cladonia deformis (L.) Hoffm.
Cladonia digitata (L.) Hoffm.
Cladonia fimbriata (L.) Fr.
Cladonia foliacea (Hudson) Willd.
Cladonia fragilissima Östh. & P.James
Cladonia furcata (Hudson) Schrader ssp. furcata
Cladonia furcata ssp. subrangiformis (Sandst.) Abbayes
Cladonia glauca Flörke
Cladonia gracilis (L.) Willd.
Cladonia humilis (With.) Laundon
Cladonia incrassata Flörke
Cladonia macilenta Hoffm. ssp. macilenta
Cladonia macilenta ssp. floerkeana (Fr.) V.Wirth
Cladonia macroceras (Delise) Hav.
Cladonia macrophylla (Schaerer) Stenh.
Cladonia macrophyllodes Nyl.
Cladonia metacorallifera Asah.
Cladonia norvegica Tønsberg & Holien
Cladonia parasitica (Hoffm.) Hoffm.
Cladonia peziziformis (With.) Laundon
Cladonia phyllophora Hoffm.
Cladonia pleurota (Flörke) Schaerer
Cladonia polycarpoides Nyl.

Cladonia polydactyla (Flörke) Sprengel
Cladonia portentosa (Dufour) Coem.
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm. ssp. pyxidata
Cladonia pyxidata ssp. chlorophaea (Sommerf.) V.Wirth
Cladonia pyxidata ssp. grayi (G.Merr. ex Sandst.) V.Wirth
Cladonia pyxidata ssp. pocillum (Ach.) Dahl
Cladonia ramulosa (With.) Laundon
Cladonia rangiferina (L.) Weber ex Wigg.
Cladonia rangiformis Hoffm.
Cladonia rei Schaerer
Cladonia scabriuscula (Delise) Nyl.
Cladonia squamosa (Scop.) Hoffm. v. squamosa
Cladonia squamosa v. subsquamosa (Nyl. ex Leighton) Vainio
Cladonia stellaris (Opiz) Pouzar & Vězda
Cladonia strepsilis (Ach.) Grognot
Cladonia stygia (Fr.) Ruoss
Cladonia subcervicornis (Vainio) Kernst.
Cladonia subulata (L.) Weber ex Wigg.
Cladonia sulphurina (Michaux) Fr.
Cladonia symphycarpa (Flörke) Fr.
Cladonia turgida Hoffm.
Cladonia uncialis (L.) Weber ex Wigg. ssp. uncialis
Cladonia uncialis ssp. biuncialis (Hoffm.) Choisy
Cladonia zopfii Vainio

Clauzadea Haf. & Bellem.
Clauzadea chondrodes (Massal.) Clauz. & Roux
Clauzadea cyclisca (Massal.) V.Wirth
Clauzadea immersa (Hoffm.) Haf. & Bellem.
Clauzadea metzleri (Körber) Clauz. & Roux ex D.Hawksw.
Clauzadea monticola (Schaerer) Haf. & Bellem.

Clauzadeana Roux
Clauzadeana macula (Taylor) Coppins & Rambold

Cliostomum Fr.
Cliostomum corrugatum (Ach.: Fr.) Fr.
Cliostomum griffithii (Sm.) Coppins

Clypeococcum D.Hawksw.
Clypeococcum hypocenomycis D.Hawksw.

Collema Weber ex Wigg.
Collema auriforme (With.) Coppins & Laundon
Collema bachmanianum (Fink) Degel.
Collema callopismum Massal.
Collema coccophorum Tuck.
Collema confertum Arnold
Collema conglomeratum Hoffm.
Collema crispum (Hudson) Weber ex Wigg.
Collema cristatum (L.) Weber ex Wigg.
Collema dichotomum (With.) Coppins & Laundon
Collema fasciculare (L.) Weber ex Wigg.
Collema flaccidum (Ach.) Ach.
Collema fragrans (Sm.) Ach.
Collema furfuraceum (Arnold) Du Rietz
Collema fuscovirens (With.) Laundon
Collema glebulentum (Nyl. ex Crombie) H.Magn. ex Degel.
Collema ligerinum (Hy) Harm.
Collema limosum (Ach.) Ach.
Collema multipartitum Sm.
Collema nigrescens (Hudson) DC.
Collema occultatum Bagl.
Collema parvum Degel.
Collema polycarpon Hoffm.
Collema subnigrescens Degel.
Collema tenax (Sw.) Ach. em. Degel.
Collema undulatum Laurer ex Flotow

Conotrema Tuck.
Conotrema urceolatum (Ach.) Tuck.

Cornicularia (Schreber) Hoffm.
Cornicularia normoerica (Gunn.) Du Rietz

Corticifraga D.Hawksw. & R.Sant.
Corticifraga fuckelii (Rehm) D.Hawksw. & R.Sant.
Corticifraga peltigerae (Nyl.) D.Hawksw. & R.Sant.

Cresponea Egea & Torrente
Cresponea premnea (Ach.) Egea & Torrente

Cresporhaphis B.Aguirre
Cresporhaphis acerina (Rehm) B.Aguirre
Cresporhaphis macrospora (Eitner) B.Aguirre
Cresporhaphis muelleri (Duby) B.Aguirre
Cresporhaphis wienkampii (Lahm ex Hazsl.) B.Aguirre

Cryptothele Th.Fr.
Cryptothele rhodosticta (Taylor) Henssen

Cyphelium Ach.
Cyphelium inquinans (Sm.) Trevisan
Cyphelium karelicum (Vainio) Räsänen
Cyphelium lecideinum (Nyl.) Trevisan
Cyphelium lucidum (Th.Fr.) Th.Fr.
Cyphelium notarisii (Tul.) Blomb. & Forss.
Cyphelium pinicola Tibell
Cyphelium sessile (Pers.) Trevisan
Cyphelium tigillare (Ach.) Ach.
Cyphelium trachylioides (Nyl. ex Branth & Rostrup) Erichsen

Cystocoleus Thwaites
Cystocoleus ebeneus (Dillwyn) Thwaites

Dacampia Massal.
Dacampia hookeri (Borrer) Massal.

Dactylina Nyl.
Dactylina madreporiformis (Ach.) Tuck.
Dactylina ramulosa (Hooker) Tuck.

Dactylospora Körber em.Haf.
Dactylospora athallina (Müll.Arg.) Haf.
Dactylospora parasitica (Flörke) Zopf

Dactylospora purpurascens Triebel
Dactylospora saxatilis (Schaerer) Haf.
Dactylospora tegularum (Arnold) Haf.

Degelia Arvidsson & Galloway
Degelia plumbea (Lightf.) P.M.Jørg. & P.James

Dermatocarpon Eschw.
Dermatocarpon arnoldianum Degel.
Dermatocarpon intestiniforme (Körber) Hasse
Dermatocarpon leptophyllum (Ach.) G.Lang
Dermatocarpon luridum (With.) Laundon v. luridum
Dermatocarpon luridum v. decipiens (Massal.) H.Riedl
Dermatocarpon meiophyllizum Vainio
Dermatocarpon miniatum (L.) Mann
Dermatocarpon rivulorum (Arnold) DT. & Sarnth.

Dibaeis Clem.
Dibaeis baeomyces (L.fil.) Rambold & Hertel

Didymellopsis (Sacc.) Clem. & Shear
Didymellopsis latitans (Nyl.) Clem. & Shear
Didymellopsis pulposi (Zopf) Grube & Haf.

Dimelaena Norman
Dimelaena oreina (Ach.) Norman

Dimerella Trevisan
Dimerella lutea (Dickson) Trevisan
Dimerella pineti (Ach.) Vězda

Diploicia Massal.
Diploicia canescens (Dickson) Massal.

Diploschistes Norman
Diploschistes gypsaceus (Ach.) Zahlbr.
Diploschistes muscorum (Scop.) R.Sant.
Diploschistes scruposus (Schreber) Norm.

Dirina Fr.
Dirina stenhammari (Stenham.) Poelt & Follm.

Echinothecium Zopf
Echinothecium reticulatum Zopf

Eiglera Haf.
Eiglera flavida (Hepp) Haf.

Endocarpon Hedwig
Endocarpon adscendens (Anzi) Müll.Arg.
Endocarpon psorodeum (Nyl.) Blomb. & Forss.
Endocarpon pulvinatum Th.Fr.
Endocarpon pusillum Hedwig

Endococcus Nyl.
Endococcus alpestris D.Hawksw.
Endococcus gyrophorarum (Arnold) J.C.David & D.Hawksw.
Endococcus perpusillus Nyl.
Endococcus propinquus (Körber) D.Hawksw.

Enterographa Fée
Enterographa crassa (DC.) Fée
Enterographa hutchinsiae (Leighton) Massal.
Enterographa zonata (Körber) Källsten

Eopyrenula R.Harris
Eopyrenula leucoplaca (Wallr.) R.Harris

Ephebe Fr.
Ephebe lanata (L.) Vainio

Epicladonia D.Hawksw.
Epicladonia sandstedei (Zopf) D.Hawksw.

+Epigloea Zukal
+Epigloea bactrospora Zukal
+Epigloea filiformis Döbbeler
+Epigloea grummannii Döbbeler
+Epigloea medioincrassata (Grumm.) Döbbeler
+Epigloea renitens (Grumm.) Döbbeler
+Epigloea soleiformis Döbbeler

Epilichen Clem.
Epilichen scabrosus (Ach.) Clem.

Euopsis Nyl.
Euopsis pulvinata (Schaerer) Vainio

Evernia Ach.
Evernia divaricata (L.) Ach.
Evernia mesomorpha Nyl.
Evernia prunastri (L.) Ach.

Farnoldia Hertel
Farnoldia dissipabilis (Nyl.) Hertel
Farnoldia hypocrita (Massal.) Fröberg
Farnoldia jurana (Schaerer) Hertel
Farnoldia micropsis (Massal.) Hertel
Farnoldia similigena (Nyl.) Hertel

Fellhanera Vězda
Fellhanera bouteillei (Desm.) Vězda
Fellhanera myrtillicola (Erichsen) Haf.
Fellhanera subtilis (Vězda) Diederich & Sérus.
Fellhanera vezdae (Coppins & P.James) V.Wirth

Forssellia Zahlbr.
Forssellia affinis (Massal.) Zahlbr.

Fulgensia Massal. & De Not.
Fulgensia australis (Arnold) Poelt
Fulgensia bracteata (Hoffm.) Räsänen
Fulgensia fulgens (Sw.) Elenkin
Fulgensia pruinosa (Körber) Poelt
Fulgensia schistidii (Anzi) Poelt

Fuscidea V.Wirth & Vězda
Fuscidea austera (Nyl.) P.James
Fuscidea cyathoides (Ach.) V.Wirth & Vězda
Fuscidea kochiana (Hepp) V.Wirth & Vězda
Fuscidea lightfootii (Sm.) Coppins & P.James
Fuscidea lygaea (Ach.) V.Wirth & Vězda
Fuscidea maculosa (H.Magn.) Poelt
Fuscidea mollis (Wahlenb.) V.Wirth & Vězda

Fuscidea oculata Oberholl. & V.Wirth
Fuscidea praeruptorum (Du Rietz & H.Magn.) V.Wirth & Vězda
Fuscidea pusilla Tønsberg
Fuscidea recensa (Stirton) Hertel, V.Wirth & Vězda

Gelatinopsis Rambold & Triebel
Gelatinopsis ericetorum (Körber) Rambold & Triebel

Gonohymenia Steiner
Gonohymenia nigritella (Lettau) Henssen
Gonohymenia octosporella Lettau
Gonohymenia schleicheri (Hepp) Henssen

Graphina Müll.Arg.
Graphina anguina (Mont.) Müll.Arg.
Graphina platycarpa (Eschw.) Zahlbr.

Graphis Andanson
Graphis elegans (Borrer ex Sm.) Ach.
Graphis scripta (L.) Ach.

Guignardia Viala & Ravaz
Guignardia ahlesiana (Hepp) Keissler
Guignardia ericetorum (Körber) Rambold & Triebel

Gyalecta Ach.
Gyalecta flotowii Körber
Gyalecta foveolaris (Ach.) Schaerer
Gyalecta friesii Flotow ex Körber
Gyalecta geoica (Wahlenb.) Ach.
Gyalecta jenensis (Batsch) Zahlbr.
Gyalecta kukriensis (Räsänen) Räsänen
Gyalecta leucaspis (Krempelh. ex Massal.) Zahlbr.
Gyalecta subclausa Anzi
Gyalecta truncigena (Ach.) Hepp v. truncigena
Gyalecta truncigena v. derivata (Nyl.) Boistel
Gyalecta ulmi (Sw.) Zahlbr.

Gyalidea Lettau ex Vězda
Gyalidea fritzei (Stein) Vězda
Gyalidea hyalinescens (Nyl.) Vězda
Gyalidea lecideopsis (Massal.) Lettau

Gyalideopsis Vězda
Gyalideopsis anastomosans P.James & Vězda
Gyalideopsis piceicola (Nyl.) Vězda & Poelt

Haematomma Massal.
Haematomma ochroleucum (Necker) Laundon v. ochroleucum
Haematomma ochroleucum v. porphyricum (Pers.) Laundon

Halecania M.Mayrhofer
Halecania lecanorina (Anzi) M.Mayrhofer & Poelt

Heppia Naeg.
Heppia adglutinata (Krempelh.) Massal.
Heppia lutosa (Ach.) Nyl.

Heterodermia Trevisan
Heterodermia leucomelos (L.) Poelt
Heterodermia obscurata (Nyl.) Trevisan
Heterodermia speciosa (Wulfen) Trevisan

Hobsonia Massee
Hobsonia christiansenii Brady & D.Hawksw.

Homostegia Fuckel
Homostegia piggotii (Berk. & Broome) P.Karsten

Hymenelia Krempelh.
Hymenelia ceracea (Arnold) Choisy
Hymenelia coerulea (DC.) Massal.
Hymenelia lacustris (With.) Choisy
Hymenelia ochrolemma (Vainio) Gowan & Ahti
Hymenelia prevostii (Duby) Krempelh.
Hymenelia similis (Massal.) Choisy

Hyperphyscia Müll.Arg.
Hyperphyscia adglutinata (Flörke) Mayrhofer & Poelt

Hypocenomyce Choisy
Hypocenomyce anthracophila (Nyl.) P.James & G.Schneider
Hypocenomyce caradocensis (Leighton ex Nyl.) P.James & G.Schneider
Hypocenomyce friesii (Ach.) P.James & G.Schneider
Hypocenomyce praestabilis (Nyl.) Timdal
Hypocenomyce scalaris (Ach. ex Lilj.) Choisy
Hypocenomyce sorophora (Vainio) P.James & Poelt

Hypogymnia (Nyl.) Nyl.
Hypogymnia austerodes (Nyl.) Räsänen
Hypogymnia bitteri (Lynge) Ahti
Hypogymnia farinacea Zopf
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
Hypogymnia tubulosa (Schaerer) Hav.
Hypogymnia vittata (Ach.) Parr.

Icmadophila Trevisan
Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.

Illosporium C.Mart.
Illosporium carneum Fr.

Immersaria Rambold & Pietschm.
Immersaria athroocarpa (Ach.) Rambold & Pietschm.

Imshaugia S.F.Meyer
Imshaugia aleurites (Ach.) S.F.Meyer

Ionaspis Th.Fr.
Ionaspis carnosula (Arnold) Arnold
Ionaspis chrysophana (Körber) Stein
Ionaspis epulotica (Ach.) Arnold
Ionaspis heteromorpha (Krempelh.) Arnold

Ionaspis melanocarpa (Krempelh.) Arnold
Ionaspis odora (Ach. ex Schaerer) Stein

Japewia Tønsberg
Japewia tornoensis (Nyl.) Tønsberg

Julella Fabre
Julella fallaciosa (Stizenb. ex Arnold) R.Harris
Julella lactea (Massal.) Barr

Karschia Körber em. Haf.
Karschia talcophila (Ach. ex Flotow) Körber

Karsteniomyces D.Hawksw.
Karsteniomyces peltigerae (P.Karsten) D.Hawksw.

Koerberiella Stein
Koerberiella wimmeriana (Körber) Stein

Laeviomyces D.Hawksw.
Laeviomyces pertusariicola (Nyl.) D.Hawksw.

Lasallia Mérat
Lasallia pustulata (L.) Mérat

Lauderlindsaya J.C.David & D.Hawksw.
Lauderlindsaya acroglypta (Norman) R.Sant.

Lecanactis Körber
Lecanactis abietina (Ach.) Körber
Lecanactis abscondita (Th.Fr.) Lojka
Lecanactis amylacea (Ehrh. ex Pers.) Arnold
Lecanactis dilleniana (Ach.) Körber
Lecanactis grumulosa (Duf.) Fr.
Lecanactis latebrarum (Ach.) Arnold
Lecanactis lyncea (Sm.) Fr.
Lecanactis umbrina Coppins & P.James

Lecania Massal.
Lecania caeruleorubella (Mudd) M.Mayrhofer
Lecania cuprea (Massal.) v.d.Boom & Coppins
Lecania cyrtella (Ach.) Th.Fr.
Lecania dubitans (Nyl.) A.L.Sm.
Lecania erysibe (Ach.) Mudd
Lecania fuscella (Schaerer) Massal.
Lecania hutchinsiae (Nyl.) A.L.Sm.
Lecania insularis (Hepp ex Arnold) M.Mayrhofer
Lecania inundata (Hepp ex Körber) M.Mayrhofer
Lecania koerberiana Lahm
Lecania nylanderiana Massal.
Lecania rabenhorstii (Hepp) Arnold
Lecania suavis (Müll.Arg.) Migula
Lecania sylvestris (Arnold) Arnold
Lecania turicensis (Hepp) Müll.Arg.

Lecanora Ach.
Lecanora achariana A.L.Sm.
Lecanora actophila Wedd.
Lecanora agardhiana Ach.
Lecanora albella (Pers.) Ach.
Lecanora albescens (Hoffm.) Branth & Rostrup
Lecanora albula (Nyl.) Hue
Lecanora allophana Nyl.
Lecanora anopta Nyl.
Lecanora anoptiza Nyl.
Lecanora argentata (Ach.) Malme
Lecanora argopholis (Ach.) Ach.
Lecanora bicincta Ram.
Lecanora cadubriae (Massal.) Hedl.
Lecanora caesiosora Poelt
Lecanora campestris (Schaerer) Hue
Lecanora carpinea (L.) Vainio
Lecanora cateilea (Ach.) Massal.
Lecanora cenisia Ach.
Lecanora chlarotera Nyl.
Lecanora chloroleprosa (Vainio) H.Magn.
Lecanora cinereofusca H.Magn.
Lecanora circumborealis Brodo & Vitik.
Lecanora conizaeoides Nyl. ex Crombie
Lecanora crenulata Hooker
Lecanora demissa (Flotow) Zahlbr.
Lecanora dispersa (Pers.) Sommerf.
Lecanora dispersoareolata (Schaerer) Lamy
Lecanora epanora (Ach.) Ach.
Lecanora epibryon (Ach.) Ach.
Lecanora expallens Ach.
Lecanora freyi Poelt
Lecanora frustulosa (Dickson) Ach.
Lecanora fuscescens (Sommerf.) Nyl.
Lecanora gangaleoides Nyl.
Lecanora garovaglii (Körber) Zahlbr.
Lecanora gisleriana Müll.Arg.
Lecanora glabrata (Ach.) Malme
Lecanora hagenii (Ach.) Ach.
Lecanora handelii Steiner
Lecanora helicopis (Wahlenb.) Ach.
Lecanora horiza (Ach.) Lindsay
Lecanora hypoptella (Nyl.) Grumm.
Lecanora hypoptoides (Nyl.) Nyl.
Lecanora impudens Degel.
Lecanora insignis Degel.
Lecanora intricata (Ach.) Ach.
Lecanora intumescens (Rebent.) Rabenh.
Lecanora latro Poelt
Lecanora lecidella Poelt
Lecanora lojkaeana Szat.
Lecanora marginata (Schaerer) Hertel & Rambold
Lecanora mughicola Nyl.
Lecanora mughosphagneti Poelt & Vězda
Lecanora muralis (Schreber) Rabenh. ssp. muralis
Lecanora muralis ssp. dubyi (Müll.Arg.) Poelt
Lecanora ochroidea (Ach.) Nyl.
Lecanora orosthea (Ach.) Ach.
Lecanora pannonica Szat.
Lecanora persimilis (Th.Fr.) Nyl.
Lecanora phaeostigma (Körber) Almb.
Lecanora piniperda Körber
Lecanora polytropa (Ehrh. ex Hoffm.) Rabenh.
Lecanora populicola (DC.) Duby
Lecanora pruinosa Chaub.
Lecanora pseudistera Nyl.
Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.
Lecanora pumilionis (Arnold) Arnold

Lecanora reagens Norman
Lecanora reuteri Schaerer
Lecanora rubida V.Wirth
Lecanora rupicola (L.) Zahlbr. ssp. rupicola
Lecanora rupicola ssp. subplanata (Nyl.) Leuck. & Poelt
Lecanora salicicola H.Magn.
Lecanora saligna (Schrader) Zahlbr. v. saligna
Lecanora saligna v. sarcopis (Ach.) Hillm.
Lecanora salina H.Magn.
Lecanora sambuci (Pers.) Nyl.
Lecanora sarcopidioides (Massal.) A.L.Sm.
Lecanora silvae-nigrae V.Wirth
Lecanora soralifera (Suza) Räsänen
Lecanora stenotropa Nyl.
Lecanora strobilina (Sprengel) Kieffer
Lecanora subaurea Zahlbr.
Lecanora subcarnea (Lilj.) Ach.
Lecanora subcarpinea Szat.
Lecanora subintricata (Nyl.) Th.Fr.
Lecanora sublivescens (Nyl.) Arnold
Lecanora sublutea Massal.
Lecanora subrugosa Nyl.
Lecanora sulphurea (Hoffm.) Ach.
Lecanora swartzii (Ach.) Ach.
Lecanora symmicta (Ach.) Ach. v. symmicta
Lecanora symmicta v. aitema (Ach.) Th.Fr.
Lecanora umbrina (Ach.) Massal.
Lecanora umbrosa Degel.
Lecanora varia (Hoffm.) Ach.
Lecanora variolascens Nyl.
Lecanora viridiatra (Stenham.) Nyl.

Lecidea Ach.
Lecidea ahlesii (Körber) Nyl.
Lecidea albofuscescens Nyl.
Lecidea albohyalina (Nyl.) Th.Fr.
Lecidea albolivida Lettau
Lecidea assimilata Nyl.
Lecidea atomaria Th.Fr.
Lecidea atrobrunnea (Ramond ex Lam. & DC.) Schaerer
Lecidea auriculata Th.Fr.
Lecidea betulicola (Kullh.) H.Magn.
Lecidea botryosa (Fr.) Th.Fr.
Lecidea brachyspora (Th.Fr.) Nyl.
Lecidea caesioatra Schaerer
Lecidea cinereopallens Vainio
Lecidea commaculans Nyl.
Lecidea conferenda Nyl.
Lecidea confluens (Weber) Ach.
Lecidea delincta Nyl.
Lecidea diducens Nyl.
Lecidea enterophaea Vainio
Lecidea erythrophaea Flörke ex Sommerf.
Lecidea exigua Chaub.
Lecidea fuliginosa Taylor
Lecidea fuscoatra (L.) Ach.
Lecidea gibberosa sensu Th.Fr.
Lecidea gisleri (Arnold) Stizenb.
Lecidea huxariensis (Beckh. ex Lahm) Zahlbr.
Lecidea hypopta Ach.
Lecidea inops Th.Fr.
Lecidea inquinans (Tul.) Nyl.
Lecidea insidiosa Th.Fr.
Lecidea lamprophora (Körber) Zahlbr.
Lecidea lapicida (Ach.) Ach. v. lapicida
Lecidea lapicida v. pantherina Ach.
Lecidea lenticella (Arnold) Stizenb.
Lecidea limosa Ach.
Lecidea lithophila (Ach.) Ach.
Lecidea lurida (Ach.) DC.
Lecidea nylanderi (Anzi) Th.Fr.
Lecidea phaeops Nyl.
Lecidea plana (Lahm) Nyl.
Lecidea plebeja Nyl.
Lecidea polycarpella Erichsen
Lecidea porphyrospoda (Anzi) Th.Fr.
Lecidea promixta Nyl.
Lecidea pullata (Norm.) Th.Fr.
Lecidea pycnocarpa (Körber) Ohlert
Lecidea rufofusca (Anzi) Nyl.
Lecidea sarcogynoides Körber
Lecidea silacea Ach.
Lecidea speirodes Nyl.
Lecidea sphaerella Hedl.
Lecidea symmictella Nyl.
Lecidea tesselata Flörke v. tesselata
Lecidea tesselata v. caesia (Anzi) Arnold
Lecidea turgidula Fr.
Lecidea ullrichii Hertel
Lecidea umbonata (Hepp) Mudd
Lecidea variegatula Nyl.
Lecidea xylophila Th.Fr.

Lecidella Körber
Lecidella aemulans Arnold
Lecidella alba (Schleicher) Hertel nom. illeg.
Lecidella anomaloides (Massal.) Hertel & Kilias
Lecidella asema (Nyl.) Knoph & Hertel
Lecidella carpathica Körber
Lecidella elaeochroma (Ach.) Choisy
Lecidella flavosorediata (Vězda) Hertel & Leuck.
Lecidella patavina (Massal.) Knoph & Leuck.
Lecidella pulveracea (Schaerer) Sydow
Lecidella scabra (Taylor) Hertel & Leuck.
Lecidella stigmatea (Ach.) Hertel & Leuck.
Lecidella timidula (Th.Fr. & Almq.)*
Lecidella viridans (Flotow) Körber
Lecidella wulfenii (Hepp) Körber

Lecidoma G.Schneider & Hertel
Lecidoma demissum (Rutstr.) G. Schneider & Hertel

Lemmopsis (Vainio) Zahlbr.
Lemmopsis arnoldiana (Hepp) Zahlbr.

Lempholemma Körber
Lempholemma botryosum (Massal.) Zahlbr.
Lempholemma chalazanum (Ach.) B.de Lesd.
Lempholemma elveloideum (Ach.) Zahlbr.
Lempholemma intricatum (Arnold) Zahlbr.
Lempholemma isidioides (Nyl. ex Arnold) H.Magn.
Lempholemma polyanthes (Bernh.) Malme

Lepraria Ach.
Lepraria caesioalba (B.de Lesd.) Laundon
Lepraria eburnea Laundon
Lepraria elobata Tønsberg
Lepraria flavescens Clauz. & Roux
Lepraria incana (L.) Ach.
Lepraria jackii Tønsberg
Lepraria lesdainii (Hue) R.Harris
Lepraria lobificans Nyl.
Lepraria neglecta (Nyl.) Lettau
Lepraria nivalis Laundon
Lepraria rigidula (B.de Lesd.) Tønsberg
Lepraria umbricola Tønsberg

Leprocaulon Nyl.
Leprocaulon microscopicum (Vill.) Gams

Leproloma Nyl. ex Crombie
Leproloma cacuminum (Massal.) Laundon
Leproloma diffusum Laundon
Leproloma membranaceum (Dickson) Vainio
Leproloma vouauxii (Hue) Laundon

Leptogium (Ach.) S.Gray
Leptogium biatorinum (Nyl.) Leighton
Leptogium byssinum (Hoffm.) Zwackh ex Nyl.
Leptogium corniculatum (Hoffm.) Minks
Leptogium cyanescens (Rabenh.) Körber
Leptogium diffractum Krempelh. ex Körber
Leptogium gelatinosum (With.) Laundon
Leptogium hildenbrandii (Garov.) Nyl.
Leptogium intermedium (Arnold) Arnold
Leptogium lichenoides (L.) Zahlbr.
Leptogium massiliense Nyl.
Leptogium plicatile (Ach.) Leighton
Leptogium saturninum (Dickson) Nyl.
Leptogium schraderi (Bernh.) Nyl.
Leptogium subtile (Schrader) Torss.
Leptogium tenuissimum (Dickson) Körber
Leptogium teretiusculum (Wallr.) Arnold

Leptorhaphis Körber
**Leptorhaphis amygdali* (Massal.) Zwackh
**Leptorhaphis atomaria* (Ach.) Szat.
**Leptorhaphis epidermidis* (Ach.) Th.Fr.
**Leptorhaphis laricis* (Lahm) Aguirre
(*)Leptorhaphis lucida Körber
**Leptorhaphis maggiana* (Massal.) Körber
**Leptorhaphis parameca* (Massal.) Körber
**Leptorhaphis tremulae* Körber

Leptosphaerulina McAlpine
Leptosphaerulina peltigerae (Fuckel) Riedel

Letharia (Th.Fr.) Zahlbr.
Letharia vulpina (L.) Hue

Lettauia D.Hawksw. & R.Sant.
Lettauia cladoniicola D.Hawksw. & R.Sant.

Leucocarpia Vězda
Leucocarpia biatorella (Arnold) Vězda

Lichenoconium Petrak & Sydow
Lichenoconium erodens M.S.Christ. & D.Hawksw.
Lichenoconium lecanorae (Jaap) D.Hawksw.
Lichenoconium lichenicola (P.Karsten) Petrak & Sydow
Lichenoconium pyxidatae (Oudem.) Petrak & Sydow
Lichenoconium usneae (Anzi) D.Hawksw.
Lichenoconium xanthoriae M.S.Christ.

Lichenodiplis Dyko & D.Hawksw.
Lichenodiplis lecanorae (Vouaux) Dyko & D.Hawksw.

Lichenosticta Zopf
Lichenosticta alcicorniaria (Lindsay) D.Hawksw.

Lichenostigma Haf.
Lichenostigma elongata Nav.-Ros. & Haf.
Lichenostigma maureri Haf.
Lichenostigma rugosum G.Thor

Lichenothelia D.Hawksw.
**Lichenothelia convexa* Henssen
(*)Lichenothelia scopularia (Nyl.) D.Hawksw.

Lichina C.A.Agardh
Lichina confinis (O.F.Müller) Agardh

Lichinella Nyl.
Lichinella stipatula Nyl.

Lithographa Nyl.
Lithographa tesserata (DC.) Nyl.

Lobaria (Schreber) Hoffm.
Lobaria amplissima (Scop.) Forss.
Lobaria linita (Ach.) Rabenh.
Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.
Lobaria scrobiculata (Scop.) DC.
Lobaria virens (With.) Laundon

Lobothallia (Clauz. & Roux) Haf.
Lobothallia alphoplaca (Wahlenb.) Haf.
Lobothallia radiosa (Hoffm.) Haf.

Lopadium Körber
Lopadium disciforme (Flotow) Kullhem
Lopadium pezizoideum (Ach.) Körber

Loxospora Massal.
Loxospora cismonica (Beltram.) Haf.
Loxospora elatina (Ach.) Massal.

Macentina Vězda
Macentina stigonemoides A.Orange

Marchandiomyces Diederich & D.Hawksw.
Marchandiomyces corallinus (Roberge) Diederich & D.Hawksw.

Maronea Massal.
Maronea constans (Nyl.) Hepp

Massalongia Körber
Massalongia carnosa (Dickson) Körber

Megalaria Haf.
Megalaria grossa (Pers. ex Nyl.) Haf.
Megalaria laureri (Hepp ex Th.Fr.) Haf.
Megalaria pulverea (Borrer) Haf. & Schreiner

Megalospora Meyen
Megalospora pachycarpa (Delise ex Duby) Oliv.

Megaspora (Clauz. & Roux) Haf. & V.Wirth
Megaspora verrucosa (Ach.) Haf. & V.Wirth

Melanolecia Hertel
Melanolecia transitoria (Arnold) Hertel

Melanopsamma Nießl.
Melanopsamma lettauiana Vouaux

Melaspilea Nyl.
Melaspilea arenacea Redinger
(*)*Melaspilea gibberulosa* (Ach.) Zwackh
Melaspilea granitophila (Th.Fr.) Coppins
(*)*Melaspilea proximella* (Nyl.) Nyl.
(*)*Melaspilea rhododendri* (Arnold & Rehm) Almq.
Melaspilea urceolata (Fr.) Almb.

Menegazzia Massal.
Menegazzia terebrata (Hoffm.) Massal.

Merismatium Zopf
Merismatium discrepans (Lahm) Triebel
Merismatium peregrinum (Flotow) Triebel
Merismatium scammoecum Lettau

Metamelanea Henssen
Metamelanea umbonata Henssen

Micarea Fr.
Micarea adnata Coppins
Micarea anterior (Nyl.) Hedl.
Micarea bauschiana (Körber) V.Wirth & Vězda
Micarea botryoides (Nyl.) Coppins
Micarea cinerea (Schaerer) Hedl.
Micarea curvata Coppins
Micarea denigrata (Fr.) Hedl.
Micarea elachista (Körber) Coppins & R.Sant.
Micarea erratica (Körber) Hertel, Rambold & Pietschm.
Micarea excipulata Coppins
Micarea globulosella (Nyl.) Coppins
Micarea hedlundii Coppins
Micarea incrassata Hedl.
Micarea leprosula (Th.Fr.) Coppins & A.Fletcher
Micarea lignaria (Ach.) Hedl.
Micarea lithinella (Nyl.) Hedl.
Micarea lutulata (Nyl.) Coppins
Micarea melaena (Nyl.) Hedl.
Micarea melaenida (Nyl.) Coppins
Micarea misella (Nyl.) Hedl.
Micarea myriocarpa V.Wirth & Vězda ex Coppins
Micarea nitschkeana (Lahm ex Rabenh.) Harm.
Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.
Micarea prasina Fr.
Micarea subnigrata (Nyl.) Coppins & Kilias
Micarea sylvicola (Flotow) Vězda & V.Wirth
Micarea tuberculata (Sommerf.) R.Anderson

Microcalicium Vainio
Microcalicium arenarium (Hampe ex Massal.) Tibell
Microcalicium disseminatum (Ach.) Vainio

Milospium D.Hawksw.
Milospium graphideorum (Nyl.) D.Hawksw.

Miriquidica Hertel & Rambold
Miriquidica atrofulva (Sommerf.) Schwab & Rambold
Miriquidica deusta (Stenham.) Hertel & Rambold
Miriquidica garovaglii (Schaerer) Hertel & Rambold
Miriquidica griseoatra (Flotow) Hertel & Rambold
Miriquidica intrudens (H.Magn.) Hertel & Rambold
Miriquidica leucophaea (Flörke ex Rabenh.) Hertel & Rambold
Miriquidica nigroleprosa (Vainio) Hertel & Rambold

Moelleropsis Gyelnik
Moelleropsis humida (Kullh.) Coppins & P.M.Jørg.
Moelleropsis nebulosa (Hoffm.) Gyelnik

Monodictys S.Hughes
Monodictys anaptychiae (Lindau) D.Hawksw.

Muellerella Hepp ex Müll.Arg.
Muellerella hospitans Stizenb.
Muellerella lichenicola (Sommerf.: Fr.) D.Hawksw.
Muellerella pygmaea (Körber) D.Hawksw.
Muellerella vesicularia (Lindsay) D.Hawksw.

Multiclavula R.H.Petersen
Multiclavula mucida (Pers.) R.H.Petersen
Multiclavula vernalis (Schw.) R.H.Petersen

Mycobilimbia Rehm
Mycobilimbia accedens (Arnold) V.Wirth & Haf. ex Haf.
Mycobilimbia berengeriana (Massal.) Haf. & V.Wirth
Mycobilimbia carneoalbida (Müll.Arg.)*
Mycobilimbia epixanthoides (Nyl.)*
Mycobilimbia fissuriseda (Poelt) Poelt & Haf.
Mycobilimbia fusca (Massal.) Haf. & V.Wirth
Mycobilimbia hypnorum (Libert) Kalb & Haf.
Mycobilimbia lobulata (Sommerf.) Haf.
Mycobilimbia microcarpa (Th.Fr.) W.Brunnb.

Mycobilimbia sabuletorum (Schreber) Haf.
Mycobilimbia sanguineoatra „auct."*
Mycobilimbia sphaeroides (Dickson)*

Mycoblastus Norman
Mycoblastus affinis (Schaerer) Schauer
Mycoblastus alpinus (Fr.) Th.Fr. ex Hellbom
Mycoblastus fucatus (Stirton) Zahlbr.
Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman

Mycocalicium Vainio
**Mycocalicium subtile* (Pers.) Szat.

Mycoglaena Höhnel
**Mycoglaena myricae* (Nyl.) R.Harris
**Mycoglaena acuminans* (Nyl.) Vainio

Mycomicrothelia Keissler
**Mycomicrothelia macularis* (Hampe ex Massal.) Keissler
**Mycomicrothelia melanospora* (Hepp) D.Hawksw.
**Mycomicrothelia wallrothii* (Hepp) D.Hawksw.

(*)Mycoporellum Müll.Arg.
(*)Mycoporellum microscopicum (Müll.Arg.) Zahlbr.

Myxotrichum Kunze
Myxotrichum bicolor (Ehrenb. ex Pers.) Fr.

Mycoporum Flotow ex Nyl.
Mycoporum elabens Flotow ex Nyl.
Mycoporum fuscocinereum (Körber) Nyl.
**Mycoporum hippocastani* (DC.) Coppins
**Mycoporum quercus* (Massal.) Müll.Arg.

Nectria (Fr.) Fr.
Nectria indigens (Arnold) Rehm
Nectria lecanodes Ces.

Nephroma Ach.
Nephroma bellum (Sprengel) Tuck.
Nephroma expallidum (Nyl.) Nyl.
Nephroma helveticum Ach.
Nephroma laevigatum Ach. (non auct.)
Nephroma parile (Ach.) Ach.
Nephroma resupinatum (L.) Ach.

Nesolechia Massal.
Nesolechia oxyspora (Tul.) Massal.

Nigropuncta D.Hawksw.
Nigropuncta rugulosa D.Hawksw.

Normandina Nyl.
Normandina pulchella (Borrer) Nyl.

Obryzum Wallr.
Obryzum corniculatum Wallr.

Ochrolechia Massal.
Ochrolechia alboflavescens (Wulfen) Zahlbr.
Ochrolechia androgyna (Hoffm.) Arnold
Ochrolechia arborea (Kreyer) Almb.
Ochrolechia frigida (Sw.) Lynge
Ochrolechia microstictoides Räsänen
Ochrolechia pallescens (L.) Massal.
Ochrolechia parella (L.) Massal.
Ochrolechia subviridis (Höeg) Erichsen
Ochrolechia szatalaensis Vers.
Ochrolechia tartarea (L.) Massal.
Ochrolechia turneri (Sm.) Hasselr.
Ochrolechia upsaliensis (L.) Massal.

Omphalina Quélet
Omphalina alpina (Britzelm.) Bresinsky & Stangl
Omphalina hudsoniana (Jenn.) H.Bigelow
Omphalina umbellifera (L.: Fr.) Quélet
Omphalina velutina (Quélet) Quélet

Opegrapha Humb.
Opegrapha atra Pers.
Opegrapha calcarea Sm.
Opegrapha demutata Nyl.
Opegrapha dolomitica (Arnold) Körber
Opegrapha gyrocarpa Flotow
Opegrapha lithyrga Ach.
Opegrapha ochrocheila Nyl.
Opegrapha physciaria (Nyl.) D.Hawksw. & Coppins
Opegrapha rufescens Pers.
Opegrapha rupestris Pers.
Opegrapha varia Pers. v. varia
Opegrapha varia v. herbarum (Mont.) Källsten ined.
Opegrapha variaeformis Anzi
Opegrapha vermicellifera (Kunze) Laundon
Opegrapha viridis (Pers. ex Ach.) Behlen & Desberger
Opegrapha vulgata Ach. v. vulgata
Opegrapha vulgata v. subsiderella Nyl.
Opegrapha zwackhii (Massal. ex Zwackh) Källsten ined.

Ophioparma Norman
Ophioparma ventosa (L.) Norman

Orbilia Fr.
Orbilia peltigerae (Fuckel) Sacc.

Orphniospora Körber
Orphniospora moriopsis (Massal.) D.Hawksw.
Orphniospora mosigii (Körber) Hertel & Rambold

Pachyphiale Lönnr.
Pachyphiale carneola (Ach.) Arnold
Pachyphiale fagicola (Hepp) Zwackh

Pannaria Delise
Pannaria conoplea (Ach.) Bory
Pannaria leucophaea (Vahl) P.M.Jørg.
Pannaria pezizoides (Weber) Trevisan
Pannaria praetermissa Nyl.
Pannaria rubiginosa (Ach.) Bory
Pannaria saubinetii (Mont.) Nyl.

Parmelia Ach.
Parmelia acetabulum (Necker) Duby
Parmelia borreri (Sm.) Turner
Parmelia caperata (L.) Ach.
Parmelia centrifuga (L.) Ach.
Parmelia conspersa (Ehrh. ex Ach.) Ach.
Parmelia disjuncta Erichsen
Parmelia elegantula (Zahlbr.) Szat.
Parmelia exasperata De Not.
Parmelia exasperatula Nyl.
Parmelia flaventior Stirton
Parmelia glabra (Schaerer) Nyl.
Parmelia glabratula (Lamy) Nyl.
Parmelia incurva (Pers.) Fr.
Parmelia laciniatula (Flagey ex Oliv.) Zahlbr.
Parmelia laevigata (Sm.) Ach.
Parmelia loxodes Nyl.
Parmelia mougeotii Schaerer ex D.Dietr.
Parmelia olivacea (L.) Ach.
Parmelia omphalodes (L.) Ach. ssp. omphalodes
Parmelia omphalodes ssp. discordans (Nyl.) Skult
Parmelia omphalodes ssp. pinnatifida (Kurok.) Skult
Parmelia panniformis (Nyl.) Vainio
Parmelia pastillifera (Harm.) Schubert & Klement
Parmelia pulla Ach. v. pulla
Parmelia pulla v. delisei (Duby) H.Magn.
Parmelia pulla v. pokornyi (Körber) Türk & Poelt ined.
Parmelia quercina (Willd.) Vainio v. quercina
Parmelia quercina v. carporrhizans (Taylor) V.Wirth
Parmelia reticulata Taylor
Parmelia revoluta Flörke
Parmelia saxatilis (L.) Ach.
Parmelia septentrionalis (Lynge) Ahti
Parmelia sinuosa (Sm.) Ach.
Parmelia somloensis Gyelnik
Parmelia sorediata (Ach.) Th.Fr.
Parmelia stygia (L.) Ach.
Parmelia subargentifera Nyl.
Parmelia subaurifera Nyl.
Parmelia submontana Nádv. ex Hale
Parmelia subrudecta Nyl.
Parmelia sulcata Taylor
Parmelia taylorensis Mitch.
Parmelia tiliacea (Hoffm.) Ach.
Parmelia verruculifera Nyl.

Parmeliella Müll.Arg.
Parmeliella triptophylla (Ach.) Müll.Arg.

Parmeliopsis Nyl.
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold

Parmotrema Massal.
Parmotrema arnoldii (Du Rietz) Hale
Parmotrema chinense (Osbeck) Hale & Ahti
Parmotrema crinitum (Ach.) Choisy
Parmotrema stuppeum (Taylor) Hale

Peccania Massal.
Peccania coralloides (Massal.) Massal.

Peltigera Willd.
Peltigera aphthosa (L.) Willd.
Peltigera canina (L.) Willd.
Peltigera collina (Ach.) Schrader
Peltigera degenii Gyelnik
Peltigera didactyla (With.) Laundon
Peltigera elisabethae Gyelnik
Peltigera horizontalis (Hudson) Baumg.
Peltigera hymenina (Ach.) Delise
Peltigera lepidophora (Nyl. ex Vainio) Bitter
Peltigera leucophlebia (Nyl.) Gyelnik
Peltigera malacea (Ach.) Funck
Peltigera membranacea (Ach.) Nyl.
Peltigera neckeri Hepp ex Müll.Arg.
Peltigera polydactyla (Necker) Hoffm.
Peltigera ponojensis Gyelnik
Peltigera praetextata (Flörke ex Sommerf.) Zopf
Peltigera rufescens (Weiss) Humb.
Peltigera venosa (L.) Hoffm.

Peltula Nyl.
Peltula euploca (Ach.) Poelt

Peridiothelia D.Hawksw.
**Peridiothelia fuliguncta* (Norman) D.Hawksw.
**Peridothelia grandiuscula* (Anzi) D.Hawksw.

Pertusaria DC.
Pertusaria albescens (Hudson) Choisy & Werner v. albescens
Pertusaria albescens v. corallina auct.
Pertusaria alpina Hepp ex Ahles
Pertusaria amara (Ach.) Nyl.
Pertusaria aspergilla (Ach.) Laundon
Pertusaria bryontha (Ach.) Nyl.
Pertusaria carneopallida (Nyl.) Anzi
Pertusaria chiodectonoides Bagl. ex Massal.
Pertusaria coccodes (Ach.) Nyl.
Pertusaria constricta Erichsen
Pertusaria corallina (L.) Arnold
Pertusaria coronata (Ach.) Th.Fr.
Pertusaria excludens Nyl.
Pertusaria flavicans Lamy
Pertusaria flavida (DC.) Laundon
Pertusaria geminipara (Th.Fr.) Knight ex Brodo
Pertusaria glomerata (Ach.) Schaerer
Pertusaria hemisphaerica (Flörke) Erichsen
Pertusaria heterochroa (Müll.Arg.) Erichsen
Pertusaria hymenea (Ach.) Schaerer
Pertusaria isidioides (Schaerer) Arnold
Pertusaria lactea (L.) Arnold
Pertusaria leioplaca DC.
Pertusaria leucosora Nyl.
Pertusaria multipuncta (Turner) Nyl.
Pertusaria ocellata (Wallr.) Körber
Pertusaria ophthalmiza (Nyl.) Nyl.
Pertusaria pertusa (Weigel) Tuck.
Pertusaria pseudocorallina (Lilj.) Arnold
Pertusaria pupillaris (Nyl.) Th.Fr.
Pertusaria pustulata (Ach.) Duby
Pertusaria sommerfeltii (Flörke ex Sommerf.) Fr.

Pertusaria trachythallina Erichsen
Pertusaria velata (Turner) Nyl.
Pertusaria waghornei Hulting

Petractis Fr.
Petractis clausa (Hoffm.) Krempelh.
Petractis hypoleuca (Ach.) Vězda

Pezizella Fuckel
Pezizella epithallina (W.Phillips & Plowr.) Sacc.

Phacopsis Tulasne
Phacopsis huuskonenii Räsänen
Phacopsis oxyspora (Tul.) Triebel & Rambold
Phacopsis vulpina Tul.

****Phaeocalicium*** A.Schmidt
**Phaeocalicium compressulum* (Nyl. ex Vainio) A.Schmidt
**Phaeocalicium populneum* (Brond. ex Duby) A.Schmidt
**Phaeocalicium praecedens* (Nyl.) A.Schmidt

Phaeographis Müll.Arg.
Phaeographis dendritica (Ach.) Müll.Arg.
Phaeographis inusta (Ach.) Müll.Arg.
Phaeographis smithii (Leighton) B.de Lesd.

Phaeophyscia Moberg
Phaeophyscia cernohorskyi (Nádv.) Essl.
Phaeophyscia chloantha (Ach.) Moberg
Phaeophyscia ciliata (Hoffm.) Moberg
Phaeophyscia constipata (Norrlin & Nyl.) Moberg
Phaeophyscia endococcina (Körber) Moberg
Phaeophyscia endophoenicea (Harm.) Moberg
Phaeophyscia hirsuta (Mereschk.) Moberg
Phaeophyscia nigricans (Flörke) Moberg
Phaeophyscia orbicularis (Necker) Moberg
Phaeophyscia pusilloides (Necker) Essl.
Phaeophyscia sciastra (Ach.) Moberg
Phaeophyscia strigosa (Poelt & Busch.) Golubkova

Phaeopyxis Rambold & Triebel
Phaeopyxis punctum (Massal.) Rambold, Triebel & Coppins

Phaeorrhiza Mayrhofer & Poelt
Phaeorrhiza nimbosa (Fr.) Mayrhofer & Poelt

Phaeospora Hepp ex Stein
Phaeospora catolechiae Zopf
Phaeospora parasitica (Lönnr.) Arnold
Phaeospora rimosicola (Leighton ex Mudd) Hepp

Phaeosporobulus D.Hawksw. & Haf.
Phaeosporobolus usneae D.Hawksw. & Haf.

Pharcidia Körber
Pharcidia coniodes Nyl.
Pharcidia lacustris Zopf

Phlyctis (Wallr.) Flotow
Phlyctis agelaea (Ach.) Flotow
Phlyctis argena (Sprengel) Flotow

Phoma Sacc.
Phoma cytospora (Vouaux) D.Hawksw.
Phoma peltigerae (P.Karsten) D.Hawksw.

Phylliscum Nyl.
Phylliscum demangeonii (Moug. & Mont.) Nyl.

Physcia (Schreber) Michaux
Physcia adscendens (Fr.) Oliv.
Physcia aipolia (Ehrh. ex Humb.) Fürnr.
Physcia caesia (Hoffm.) Fürnr.
Physcia clementei (Turner) Maas Geest.
Physcia dimidiata (Arnold) Nyl.
Physcia dubia (Hoffm.) Lettau
Physcia magnussonii Frey
Physcia semipinnata (Gmelin) Moberg
Physcia stellaris (L.) Nyl.
Physcia tenella (Scop.) DC. v. tenella
Physcia tenella v. marina (E.Nyl.) Lynge
Physcia tribacia (Ach.) Nyl.
Physcia tribacioides Nyl.
Physcia vitii Nádv.
Physcia wainioi Räsänen

Physconia Poelt
Physconia detersa (Nyl.) Poelt
Physconia distorta (With.) Laundon
Physconia enteroxantha (Nyl.) Poelt
Physconia grisea (Lam.) Poelt
Physconia muscigena (Ach.) Poelt
Physconia perisidiosa (Erichsen) Moberg

Pilophorus Th.Fr.
Pilophorus cereolus (Ach.) Th.Fr.

Placidiopsis Beltr.
Placidiopsis cartilaginea (Nyl.) Vainio

Placocarpus Trevisan
Placocarpus schaereri (Fr.) O.Breuß

Placolecis Trevisan
Placolecis opaca (Duf. ex Fr.) Haf.

Placopsis (Nyl.) Lindsay
Placopsis gelida (L.) Lindsay
Placopsis lambii Hertel & V.Wirth

Placopyrenium O.Breuß
Placopyrenium tatrense (Vězda) O.Breuß
Placopyrenium trachyticum (Hazsl.) O.Breuß

Placynthiella Elenkin
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James
Placynthiella oligotropha (Laundon) Coppins & P.James
Placynthiella uliginosa (Schrader) Coppins & P.James

Placynthium (Ach.) S.Gray
Placynthium asperellum (Ach.) Trevisan

Placynthium filiforme (Garov.) Choisy
Placynthium flabellosum (Tuck.) Zahlbr.
Placynthium garovaglii (Massal.) Malme
Placynthium hungaricum Gyelnik
Placynthium nigrum (Hudson) S.Gray v. nigrum
Placynthium nigrum v. tantaleum (Hepp) Arnold
Placynthium pluriseptatum (Arnold) Arnold
Placynthium rosulans (Th.Fr.) Zahlbr.
Placynthium stenophyllum (Tuck.) Fink v. isidiatum Henssen
Placynthium subradiatum (Nyl.) Arnold

Platismatia W.Culb. & C.Culb.
Platismatia glauca (L.) W.Culb. & C.Culb.

Plectocarpon Fée
Plectocarpon lichenum (Sommerf.) D.Hawksw.

Pleonectria Sacc.
Pleonectria lutescens (Arnold) Sacc.

Pleopsidium Körber
Pleopsidium chlorophanum (Wahlenb.) Zopf
Pleopsidium flavum (Bellardi) Körber

Poeltinula Haf.
Poeltinula cerebrina (DC.) Haf.

Polyblastia Massal.
Polyblastia abscondita (Nyl.) Arnold
Polyblastia albida Arnold
Polyblastia cruenta (Körber) P.James & Swinscow
Polyblastia cupularis Massal.
Polyblastia deminuta Arnold
Polyblastia dermatodes Massal.
Polyblastia dominans (Arnold) Zahlbr.
Polyblastia epigaea Massal.
Polyblastia evanescens Arnold
Polyblastia forana (Anzi) Arnold
Polyblastia fugax Rehm
Polyblastia fuscoargillacea Anzi
Polyblastia helvetica Th.Fr.
Polyblastia intermedia Th.Fr.
Polyblastia microcarpa (Arnold) Lettau
Polyblastia philaea Zsch.
Polyblastia plicata (Massal.) Lönnr.
Polyblastia sendtneri Krempelh.
Polyblastia sepulta Massal.
Polyblastia theleodes (Sommerf.) Th.Fr.
Polyblastia verrucosa (Ach.) Lönnr.
Polyblastia viridescens Zsch.

Polyblastiopsis Zahlbr.
**Polyblastiopsis subcoerulescens* (Nyl.) Zahlbr.

Polychidium (Ach.) S.Gray
Polychidium muscicola (Sw.) S.Gray

Polycoccum Sauter ex Körber
Polycoccum arnoldii (Hepp) D.Hawksw.
Polycoccum cladoniae Diederich & D.Hawksw.
Polycoccum marmoratum (Krempelh.) D.Hawksw.
Polycoccum microsticticum (Leighton ex Mudd) Arnold
Polycoccum peltigerae (Fuckel) Vězda
Polycoccum pulvinatum (Eitner) R.Sant.

Polysporina Vězda
Polysporina cyclocarpa (Anzi) Vězda
Polysporina lapponica (Ach. ex Schaerer) Degel.
Polysporina simplex (Dav.) Vězda
Polysporina urceolata (Anzi) Brodo

Porina Müll.Arg.
Porina aenea (Wallr.) Zahlbr.
Porina ahlesiana (Körber) Zahlbr.
Porina austriaca (Körber) Arnold
Porina borreri (Trevisan) D.Hawksw. & P.James
Porina byssophila (Körber ex Hepp) Zahlbr.
Porina chlorotica (Ach.) Müll.Arg.
Porina grandis (Körber) Zahlbr.
Porina guentheri (Flotow) Zahlbr.
Porina interjungens (Nyl.) Zahlbr.
Porina lectissima (Fr.) Zahlbr.
Porina leptalea (Dur. & Mont.) A.L.Sm.
Porina linearis (Leighton) Zahlbr.
Porina personata (Krempelh.) Zahlbr.
Porina thuretii (Hepp) Lettau

Porocyphus Körber
Porocyphus coccodes (Flotow) Körber
Porocyphus rehmicus (Massal.) Zahlbr.

Porpidia Körber
Porpidia albocaerulescens (Wulfen) Hertel & Knoph
Porpidia cinereoatra (Ach.) Hertel & Knoph
Porpidia contraponenda (Arnold) Knoph & Hertel
Porpidia crustulata (Ach.) Hertel & Knoph
Porpidia glaucophaea (Körber) Hertel & Knoph
Porpidia hydrophila (Fr.) Hertel & Schwab
Porpidia macrocarpa (DC.) Hertel & Schwab
Porpidia musiva (Körber) Hertel & Knoph
Porpidia soredizodes (Lamy ex Nyl.) Laundon
Porpidia speirea (Ach.) Krempelh.
Porpidia superba (Körber) Hertel & Knoph
Porpidia trullisata (Krempelh.) Körber
Porpidia tuberculosa (Sm.) Hertel & Knoph
Porpidia zeoroides (Anzi) Knoph & Hertel

Protoblastenia (Zahlbr.) Steiner
Protoblastenia calva (Dickson) Zahlbr.
Protoblastenia cyclospora (Hepp ex Körber) Poelt
Protoblastenia incrustans (DC.) Steiner
Protoblastenia rupestris (Scop.) Steiner
Protoblastenia siebenhaariana (Körber) Steiner
Protoblastenia terricola (Anzi) Lynge

Protoparmelia Choisy
Protoparmelia atriseda (Fr.) R.Sant. & V.Wirth
Protoparmelia badia (Hoffm.) Haf.
Protoparmelia cupreobadia (Nyl.) Poelt

Protoparmelia nephaea (Sommerf.) R.Sant.
Protoparmelia oleagina (Harm.) Coppins
Protoparmelia picea auct., non (Dickson) Haf.

Protothelenella Räsänen
Protothelenella corrosa (Körber) Mayrhofer & Poelt
Protothelenella sphinctrinoidella (Nyl.) Mayrhofer & Poelt
Protothelenella sphinctrinoides (Nyl.) Mayrhofer & Poelt

Pseudephebe Choisy
Pseudephebe minuscula (Nyl. ex Arnold) Brodo & D.Hawksw.
Pseudephebe pubescens (L.) Choisy

Pseudevernia Zopf
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf

Psilolechia Massal.
Psilolechia clavulifera (Nyl.) Coppins
Psilolechia leprosa Coppins & Purvis
Psilolechia lucida (Ach.) Choisy

Psora Hoffm.
Psora decipiens (Hedwig) Hoffm.
Psora globifera (Ach.) Massal.
Psora saviczii (Tomin) Follm. & Crespo
Psora testacea (Hoffm.) Ach.

Psorinia G.Schneider
Psorinia conglomerata (Ach.) G.Schneider

Psoroma Michaux
Psoroma hypnorum (Vahl) S.Gray v. hypnorum
Psoroma hypnorum v. paleaceum (Fr.) Rostrup

Psorotichia Massal.
Psorotichia diffracta (Nyl.) Forss
Psorotichia diffundens (Nyl.) Arnold
Psorotichia frustulosa Anzi
Psorotichia lugubris (Massal.) Arnold
Psorotichia montinii (Massal.) Forss.
Psorotichia murorum Massal.
Psorotichia pictava (Nyl.) Forss.
Psorotichia schaereri (Massal.) Arnold

Ptychographa Nyl.
Ptychographa flexella (Ach.) Coppins

Pycnothelia (Ach.) Duf.
Pycnothelia papillaria Duf.

Pyrenidium Nyl.
Pyrenidium actinellum Nyl.
Pyrenidium hetairizans (Leighton) D.Hawksw.

Pyrenocarpon Trevisan
Pyrenocarpon flotowianum (Hepp) Trevisan

Pyrenocollema Reinke
Pyrenocollema argilospilum (Nyl.) Coppins
Pyrenocollema halodytes (Nyl.) R.Harris
Pyrenocollema saxicola (Massal.) Coppins
Pyrenocollema sublitorale (Leighton) R.Harris
Pyrenocollema tichothecioides (Arnold) R.Harris

Pyrenopsidium (Nyl.) Forss.
Pyrenopsidium extendens (Nyl.) Forss.

Pyrenopsis Nyl.
Pyrenopsis picina (Nyl.) Forss.
Pyrenopsis sanguinea Anzi
Pyrenopsis separans Hulting
Pyrenopsis subareolata Nyl.

Pyrenula Massal.
**Pyrenula coryli* Massal.
Pyrenula laevigata (Pers.) Arnold
Pyrenula nitida (Weigel) Ach.
Pyrenula nitidella (Flörke ex Schaerer) Müll.Arg.

Pyrrhospora Körber
Pyrrhospora elabens (Fr.) Haf.
Pyrrhospora quernea (Dickson) Körber

Racodium Pers.: Fr.
Racodium rupestre Pers.

Ramalina Ach.
Ramalina baltica Lettau
Ramalina calicaris (L.) Fr.
Ramalina capitata (Ach.) Nyl.
Ramalina cuspidata (Ach.) Nyl.
Ramalina dilacerata (Hoffm.) Hoffm.
Ramalina elegans (Bagl. & Car.) Jatta
Ramalina farinacea (L.) Ach.
Ramalina fastigiata (Pers.) Ach.
Ramalina fraxinea (L.) Ach.
Ramalina intermedia (Delise ex Nyl.) Nyl.
Ramalina lacera (With.) Laundon
Ramalina obtusata (Arnold) Bitter
Ramalina pollinaria (Westr.) Ach.
Ramalina polymorpha (Lilj.) Ach.
Ramalina roesleri (Hochst. ex Schaerer) Hue
Ramalina siliquosa (Hudson) A.L.Sm.
Ramalina sinensis Jatta
Ramalina thrausta (Ach.) Nyl.

Rhaphidicyrtis Vainio
**Rhaphidicyrtis trichosporella* (Nyl.) Vainio

Rhizocarpon Ram. ex DC.
Rhizocarpon alpicola (Anzi) Rabenh.
Rhizocarpon atroflavescens Lynge
Rhizocarpon badioatrum (Flörke ex Sprengel) Th.Fr.
Rhizocarpon caeruleoalbum (Krempelh.) Zahlbr.
Rhizocarpon carpaticum Runem.
Rhizocarpon cinereovirens (Müll.Arg.) Vainio
Rhizocarpon disporum (Naeg. ex Hepp) Müll. Arg.
Rhizocarpon distinctum Th.Fr.
Rhizocarpon drepanodes Feuerer
Rhizocarpon epispilum (Nyl.) Zahlbr.
Rhizocarpon eupetraeum (Nyl.) Arnold

Rhizocarpon furax Poelt & V.Wirth
Rhizocarpon furfurosum H.Magn. & Poelt
Rhizocarpon geminatum Körber
Rhizocarpon geographicum (L.) DC. ssp. geographicum
Rhizocarpon geographicum ssp. frigidum (Räsänen) Hertel
Rhizocarpon grande (Flörke) Arnold
Rhizocarpon hochstetteri (Körber) Vainio
Rhizocarpon jemtlandicum (Malme) Malme
Rhizocarpon kakurgon Poelt
Rhizocarpon lavatum (Fr.) Hazsl.
Rhizocarpon lecanorinum Anders
Rhizocarpon leptolepis Anzi
Rhizocarpon macrosporum Räsänen
Rhizocarpon obscuratum (Ach.) Massal.
Rhizocarpon oederi (Weber) Körber
Rhizocarpon petraeum (Wulfen) Massal.
Rhizocarpon plicatile (Leighton) A.L.Sm.
Rhizocarpon polycarpum (Hepp) Th.Fr.
Rhizocarpon postumum (Nyl.) Arnold
Rhizocarpon richardii (Nyl.) Zahlbr.
Rhizocarpon ridescens (Nyl.) Zahlbr.
Rhizocarpon saanaense Räsänen
Rhizocarpon simillimum (Anzi) Lettau
Rhizocarpon sorediosum Runem.
Rhizocarpon subgeminatum Eitner
Rhizocarpon submodestum (Vainio) Vainio
Rhizocarpon subpostumum (Nyl.) Arnold
Rhizocarpon superficiale (Schaerer) Vainio
Rhizocarpon umbilicatum (Ram.) Flagey
Rhizocarpon viridiatrum (Wulfen) Körber

Rhizoplaca Zopf
Rhizoplaca chrysoleuca (Sm.) Zopf

Rimularia Nyl.
Rimularia badioatra (Hepp ex Krempelh.) Hertel & Rambold
Rimularia furvella (Nyl. ex Mudd) Hertel & Rambold
Rimularia gibbosa (Ach.) Coppins, Hertel & Rambold
Rimularia gyrizans (Nyl.) Hertel & Rambold
Rimularia insularis (Nyl.) Rambold & Hertel
Rimularia intercedens (H.Magn.) Coppins

Rinodina (Ach.) S.Gray
Rinodina albana (Massal.) Massal.
Rinodina archaea (Ach.) Arnold
Rinodina arnoldii Mayrhofer & Poelt
Rinodina aspersa (Borrer) Laundon
Rinodina atrocinerea (Hooker) Körber
Rinodina bischoffii (Hepp) Massal.
Rinodina calcarea (Arnold) Arnold
Rinodina capensis Hampe
Rinodina castanomelodes Mayrhofer & Poelt
Rinodina colobina (Ach.) Th.Fr.
Rinodina confragosa (Ach.) Körber
Rinodina conradii Körber
Rinodina dubyana (Hepp) Steiner
Rinodina efflorescens Malme
Rinodina exigua (Ach.) S.Gray
Rinodina fimbriata Körber
Rinodina freyi H.Magn.
Rinodina gennarii Bagl.
Rinodina glauca Ropin
Rinodina griseosoralifera Coppins
Rinodina immersa (Körber) Zahlbr.
Rinodina interpolata (Stirton) Sheard
Rinodina laevigata (Ach.) Malme
Rinodina lecanorina (Massal.) Massal.
Rinodina luridata (Körber) Mayrhofer, Scheideg. & Sheard
Rinodina malangica (Norman) Arnold
Rinodina milvina (Wahlenb.) Th.Fr.
Rinodina mniaraea (Ach.) Körber
Rinodina occulta (Körber) Sheard
Rinodina olivaceobrunnea Dodge & Baker
Rinodina orcularia Mayrhofer & Poelt
Rinodina orculata Poelt & M.Steiner
Rinodina oxydata (Massal.) Massal.
Rinodina parasitica Mayrhofer & Poelt
Rinodina pityrea Ropin & Mayrhofer
Rinodina polyspora Th.Fr.
Rinodina purpurifera Poelt
Rinodina pyrina (Ach.) Arnold
Rinodina rinodinoides (Anzi) Mayrhofer & Scheideg.
Rinodina roscida (Sommerf.) Arnold
Rinodina sophodes (Ach.) Massal.
Rinodina teichophila (Nyl.) Arnold
Rinodina tephraspis (Tuck.) Herre
Rinodina trachytica (Massal.) Bagl. & Carestia
Rinodina tunicata Mayrhofer & Poelt
Rinodina turfacea (Wahlenb.) Körber
Rinodina venostana Busch. & Mayrhofer
Rinodina zwackhiana (Krempelh.) Körber

Rinodinella Mayrhofer & Poelt
Rinodinella dubyanoides (Hepp) Mayrhofer & Poelt

Ropalospora Massal.
Ropalospora viridis (Tønsb.) Tønsberg

Sagediopsis (Sacc.) Vainio
Sagediopsis aquatica (Stein) Triebel
Sagediopsis barbara (Th.Fr.) R.Sant. & Triebel

Sagiolechia Massal.
Sagiolechia protuberans (Ach.) Massal.

Sarcogyne Flotow
Sarcogyne algoviae H.Magn.
Sarcogyne clavus (DC.) Krempelh.
Sarcogyne cretacea Poelt
Sarcogyne distinguenda Th.Fr.
Sarcogyne fallax H.Magn.
Sarcogyne nivea Krempelh.
Sarcogyne privigna (Ach.) Massal.
Sarcogyne regularis Körber

Sarcopyrenia Nyl.
Sarcopyrenia beckhausiana (Lahm) B.Aguirre, Nav.-Ros. & Hladun
Sarcopyrenia gibba (Nyl.) Nyl.

Sarcosagium Massal.
Sarcosagium campestre (Fr.) Poetsch & Schiederm.

Sarea Fr.
**Sarea difformis* (Fr.) Fr.
**Sarea resinae* (Fr.: Fr.) Kuntze

Schadonia Körber
Schadonia fecunda (Th.Fr.) Vězda & Poelt

Schaereria Körber
Schaereria cinereorufa (Schaerer) Th.Fr.
Schaereria fuscocinerea (Nyl.) Clauz. & Roux

Schismatomma Flotow & Körber ex Massal.
Schismatomma decolorans (Turner & Borrer ex Sm.) Clauz. & Vězda
Schismatomma graphidioides (Leighton) Zahlbr.
Schismatomma pericleum (Ach.) Branth & Rostrup

Sclerococcum Fr.: Fr.
Sclerococcum leuckertii Diederich & Scholz ined.
Sclerococcum sphaerale (Ach.) Fr.

Sclerophora Chevall.
Sclerophora farinacea (Chevall.) Chevall.
Sclerophora nivea (Hoffm.) Tibell
Sclerophora peronella (Ach.) Tibell

Scoliciosporum Massal.
Scoliciosporum chlorococcum (Graewe ex Stenham.) Vězda
Scoliciosporum perpusillum Lahm ex Körber
Scoliciosporum pruinosum (P.James) Vězda
Scoliciosporum sarothamni (Vainio) Vězda
Scoliciosporum schadeanum (Erichsen) Vězda
Scoliciosporum umbrinum (Ach.) Arnold

Scutula Tul.
Scutula krempelhuberi Körber
Scutula miliaris (Wallr.) Trevisan

Skyttea Sherwood, D.Hawksw. & Coppins
Skyttea gregaria Sherwood, D.Hawksw. & Coppins
Skyttea nitschkei (Körber) Sherwood, D.Hawksw. & Coppins

Skyttella D.Hawksw. & R.Sant.
Skyttella mulleri (Willey) D.Hawksw. & R.Sant.

Solenopsora Massal.
Solenopsora candicans (Dickson) Steiner

Solorina Ach.
Solorina bispora Nyl. v. bispora
Solorina bispora v. macrospora (Harm.) Oliv.
Solorina crocea (L.) Ach.
Solorina octospora Arnold
Solorina saccata (L.) Ach.
Solorina spongiosa (Ach.) Anzi

Solorinella Anzi
Solorinella asteriscus Anzi

Sphaerophorus Pers.
Sphaerophorus fragilis (L.) Pers.
Sphaerophorus globosus (Hudson) Vainio
Sphaerophorus melanocarpus (Sw.) DC.

Sphinctrina Fr.
Sphinctrina anglica Nyl.
Sphinctrina tubiformis Massal.
Sphinctrina turbinata (Pers.: Fr.) De Not.

Spilonema Bornet
Spilonema revertens Nyl.

Sporastatia Massal.
Sporastatia polyspora (Nyl.) Grumm.
Sporastatia testudinea (Ach.) Massal.

Squamarina Poelt
Squamarina cartilaginea (With.) P.James
Squamarina gypsacea (Sm.) Poelt
Squamarina lamarckii (DC.) Poelt
Squamarina lentigera (Weber) Poelt

Staurothele Norman
Staurothele ambrosiana (Massal.) Zsch.
Staurothele areolata (Ach.) Lettau
Staurothele bacilligera (Arnold) Arnold
Staurothele caesia (Arnold) Arnold
Staurothele fissa (Taylor) Zwackh
Staurothele frustulenta Vainio
Staurothele fuscoargillacea (Britz.) Zsch.
Staurothele guestphalica (Lahm ex Körber) Arnold
Staurothele hymenogonia (Nyl.) Th.Fr.
Staurothele meylanii B. de Lesd.
Staurothele rufa (Massal.) Zsch.
Staurothele rugulosa (Massal.) Arnold
Staurothele rupifraga (Massal.) Arnold
Staurothele succedens (Rehm ex Arnold) Arnold

Steinia Körber
Steinia geophana (Nyl.) Stein

Stenhammarella Hertel
Stenhammarella turgida (Ach.) Hertel

Stenocybe (Nyl.) Körber
**Stenocybe major* Nyl. ex Körber
**Stenocybe pullatula* (Ach.) Stein
**Stenocybe tremulicola* Norrlin ex Nyl.

Stereocaulon Hoffm.
Stereocaulon alpinum Laurer
Stereocaulon condensatum Hoffm.
Stereocaulon dactylophyllum Flörke
Stereocaulon evolutum Graewe
Stereocaulon incrustatum Flörke
Stereocaulon leucophaeopsis (Nyl.) P.James & Purvis
Stereocaulon nanodes Tuck.
Stereocaulon paschale (L.) Hoffm.

Stereocaulon pileatum Ach.
Stereocaulon saxatile H.Magn.
Stereocaulon tomentosum Fr.
Stereocaulon vesuvianum Pers.

Sticta (Schreber) Ach.
Sticta fuliginosa (Hoffm.) Ach.
Sticta limbata (Sm.) Ach.
Sticta sylvatica (Hudson) Ach.
Sticta wrightii Tuck.

Stigmidium Trevisan
Stigmidium fuscatae (Arnold) R.Sant.
Stigmidium glebarum (Arnold) Haf.
Stigmidium hageniae (Rehm) Haf.
Stigmidium marinum (Deakin) Swinscow
Stigmidium microspilum (Körber) D.Hawksw.
Stigmidium psorae (Anzi) Haf.
Stigmidium schaereri (Massal.) Trevisan

Strangospora Körber
Strangospora deplanata (Almq.) Clauz. & Roux
Strangospora microhaema (Norman) R.Anderson
Strangospora moriformis (Ach.) Stein
Strangospora ochrophora (Nyl.) R.Anderson
Strangospora pinicola (Massal.) Körber

Strigula Fr.
Strigula affinis (Massal.) R.Harris
Strigula glabra (Massal.) V.Wirth
Strigula stigmatella (Ach.) R.Harris
Strigula sychnogonioides (Nitschke) R.Harris

Synalissa Fr.
Synalissa symphorea (Ach.) Nyl.

Taeniolella S.Hughes
Taeniolella delicata M.S.Christ. & D.Hawksw.
Taeniolella punctata M.S.Christ. & D.Hawksw.

Taeniolina M.B.Ellis
Taeniolina scripta (P.Karsten) P.M.Kirk

Teloschistes Norman
Teloschistes chrysophthalmus (L.) Th.Fr.

Tephromela Choisy
Tephromela aglaea (Sommerf.) Hertel & Rambold
Tephromela armeniaca (DC.) Hertel & Rambold
Tephromela atra (Hudson) Haf. v. atra
Tephromela atra v. torulosa (Flörke) Haf.
Tephromela grumosa (Pers.) Haf. & Roux
Tephromela pertusarioides (Degel.) Haf. & Roux

Thamnolia Ach. ex Schaerer
Thamnolia vermicularis (Sw.) Schaerer v. vermicularis
Thamnolia vermicularis v. subuliformis (Ehrh.) Schaerer

Thelenella Nyl.
Thelenella modesta (Nyl.) Nyl.

Thelidium Massal.
Thelidium aeneovinosum (Anzi) Arnold
Thelidium antoniellanum Bagl. & Car.
Thelidium cataractarum (Hepp) Lönnr.
Thelidium decipiens (Nyl.) Krempelh.
Thelidium incavatum Mudd
Thelidium minimum (Massal. ex Körber) Arnold
Thelidium minutulum Körber
Thelidium olivaceum (Fr.) Körber
Thelidium papulare (Fr.) Arnold
Thelidium parvulum Arnold
Thelidium pyrenophorum (Ach.) Mudd
Thelidium rehmii Zsch.
Thelidium schadeanum Servít
Thelidium submethorium (Vainio) Zsch.
Thelidium umbrosum Massal.
Thelidium zwackhii (Hepp) Massal.

Thelignya Massal.
Thelignya lignyota (Wahlenb.) P.M.Jørg. & Henssen

Thelocarpon Nyl. ex Hue
Thelocarpon coccosporum Lettau
Thelocarpon epibolum Nyl.
Thelocarpon impressellum Nyl.
Thelocarpon intermediellum Nyl.
Thelocarpon laureri (Flotow) Nyl.
Thelocarpon lichenicola (Fuckel) Poelt & Haf.
Thelocarpon superellum Nyl.

Thelomma Massal.
Thelomma ocellatum (Körber) Tibell

Thelopsis Nyl.
Thelopsis flaveola Arnold
Thelopsis melathelia Nyl.
Thelopsis rubella Nyl.

Thelotrema Ach.
Thelotrema lepadinum (Ach.) Ach.

Thermutis Fr.
Thermutis velutina (Ach.) Flotow

Thrombium Wallr.
Thrombium epigaeum (Pers.) Wallr.

Thyrea Massal.
Thyrea confusa Henssen

****Tomasiella*** Massal.
**Tomasiella diffusa* (Leighton) Lahm
**Tomasiella gelatinosa* (Chevall.) Zahlbr.

Toninia Massal.
Toninia alutacea (Anzi) Jatta
Toninia aromatica (Sm.) Massal. s.l.
Toninia athallina (Hepp) Timdal
Toninia candida (Weber) Th.Fr.
Toninia cinereovirens (Schaerer) Massal.
Toninia diffracta (Massal.) Zahlbr.
Toninia opuntioides (Vill.) Timdal
Toninia pennina (Schaerer) Gyelnik

Toninia philippea (Mont.) Timdal
Toninia physaroides (Opiz) Zahlbr.
Toninia rosulata (Anzi) Oliv.
Toninia sedifolia (Scop.) Timdal
Toninia squalida (Ach.) Massal.
Toninia subfuscae (Arnold) Timdal
Toninia taurica (Szat.) Oxner
Toninia toniniana (Massal.) Zahlbr.
Toninia tristis (Th.Fr.) Th.Fr.
Toninia tumidula (Sm.) Zahlbr.
Toninia verrucarioides (Nyl.) Timdal

Trapelia Choisy
Trapelia coarctata (Sm.) Choisy
Trapelia geochroa (Körber) Hertel
Trapelia involuta (Taylor) Hertel
Trapelia mooreana (Carroll) P.James
Trapelia obtegens (Th.Fr.) Hertel
Trapelia placodioides Coppins & P.James
Trapelia wallrothii (Flörke) V.Wirth

Trapeliopsis Hertel & G.Schneider
Trapeliopsis aeneofusca (Flörke) Coppins & P.James
Trapeliopsis flexuosa (Fr.) Coppins & P.James
Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James
Trapeliopsis granulosa (Hoffm.) Lumbsch
Trapeliopsis percrenata (Nyl.) G.Schneider
Trapeliopsis pseudogranulosa Coppins & P.James
Trapeliopsis viridescens (Schrader) Coppins & P.James
Trapeliopsis wallrothii (Flörke) Hertel & G.Schneider

Tremella Pers.
Tremella coppinsii Diederich & Marson
Tremella lichenicola Diederich

Tremolecia Choisy
Tremolecia atrata (Ach.) Hertel

Umbilicaria Hoffm.
Umbilicaria cinereorufescens (Schaerer) Frey
Umbilicaria crustulosa (Ach.) Frey
Umbilicaria cylindrica (L.) Delise ex Duby
Umbilicaria deusta (L.) Baumg.
Umbilicaria grisea Hoffm.
Umbilicaria hirsuta (Sw. ex Westr.) Hoffm.
Umbilicaria hyperborea (Ach.) Hoffm.
Umbilicaria laevis (Schaerer) Frey
Umbilicaria leiocarpa DC.
Umbilicaria nylanderiana (Zahlbr.) H.Magn.
Umbilicaria polyphylla (L.) Baumg.
Umbilicaria polyrrhiza (L.) Fr.
Umbilicaria proboscidea (L.) Schrader
Umbilicaria subglabra (Nyl.) Harm.
Umbilicaria torrefacta (Lightf.) Schrader
Umbilicaria vellea (L.) Hoffm.

Unguiculariopsis Rehm
Unguiculariopsis lettaui (Grumm.) Coppins

Usnea Dill. ex Adanson
Usnea articulata (L.) Hoffm.
Usnea barbata (L.) Weber ex Wigg.
Usnea caucasica Vainio
Usnea cavernosa Tuck.
Usnea ceratina Ach.
Usnea chaetophora Stirton
Usnea cornuta Körber
Usnea diplotypus Vainio
Usnea faginea Mot.
Usnea filipendula Stirton
Usnea florida (L.) Weber ex Wigg.
Usnea fragilescens Hav. ex Lynge v. fragilescens
Usnea fragilescens v. mollis (Vainio) Clerc
Usnea fulvoreagens (Räsänen) Räsänen
Usnea glabrata (Ach.) Vainio
Usnea glabrescens (Nyl. ex Vainio) Vainio
Usnea hirta (L.) Weber ex Wigg.
Usnea lapponica Vainio
Usnea longissima Ach.
Usnea madeirensis Mot.
Usnea rigida (Ach.) Mot. s.l.
Usnea rubicunda Stirton
Usnea scabrata Nyl.
Usnea subfloridana Stirton
Usnea substerilis Mot.
Usnea wasmuthii Räsänen

Varicellaria Nyl.
Varicellaria rhodocarpa (Körber) Th.Fr.

Verrucaria Schrader
Verrucaria aberrans Garov.
Verrucaria acrotella Ach.
Verrucaria aethiobola Wahlenb.
Verrucaria amylacea Massal.
Verrucaria anceps Krempelh.
Verrucaria apomelaena (Massal.) Hepp
Verrucaria applanata Hepp ex Zsch.
Verrucaria aquatilis Mudd
Verrucaria beltraminiana (Massal.) Trevisan
Verrucaria bryoctona (Th.Fr.) A.Orange
Verrucaria caerulea DC.
Verrucaria caesiopsila Anzi
Verrucaria calciseda DC.
Verrucaria cataleptoides (Nyl.) Nyl.
Verrucaria cinereorufa Schaerer
Verrucaria collematodes Garov.
Verrucaria commutata Zsch.
Verrucaria cyanea Massal.
Verrucaria ditmarsica Erichsen
Verrucaria dolosa Hepp
Verrucaria dufourii DC.
Verrucaria elaeomelaena (Massal.) Arnold
Verrucaria erichsenii Zsch.
Verrucaria floerkeana DT. & Sarnth.
Verrucaria funckii (Sprengel) Zahlbr.
Verrucaria fuscella (Turner) Winch
Verrucaria fusconigrescens Nyl.
Verrucaria fuscula Nyl.
Verrucaria granulosaria Clauz. & Zehetl. (lt. Poelt mündliche Mitteilung nicht syn. mit V. latericola)
Verrucaria halizoa Leighton

Verrucaria hochstetteri Fr.
Verrucaria hydrela Ach.
Verrucaria integra (Nyl.) Nyl.
Verrucaria internigrescens (Nyl.) Erichsen
Verrucaria irmscheriana Erichsen
Verrucaria latebrosa Körber
Verrucaria latericola Erichsen
Verrucaria lecideoides Trevisan
Verrucaria macrostoma Duf. ex DC.
Verrucaria maculiformis Krempelh.
Verrucaria margacea (Wahlenb.) Wahlenb.
Verrucaria marmorea (Scop.) Arnold
Verrucaria maura Wahlenb.
Verrucaria memnonia (Flotow) Arnold
Verrucaria mucosa Wahlenb.
Verrucaria muelleri (Servít) Breuß ined.
Verrucaria muralis Ach.
Verrucaria murina Leighton
Verrucaria murorum (Arnold) Lindau
Verrucaria nigrescens Pers.
Verrucaria ochrostoma (Borrer ex Leighton) Trevisan
Verrucaria pachyderma (Arnold) Arnold
Verrucaria phaeosperma Arnold
Verrucaria pinguicula Massal.
Verrucaria poeltii (Servít) Breuß
Verrucaria polygonia Körber
Verrucaria praetermissa (Trevisan) Anzi
Verrucaria rheithrophila Zsch.
Verrucaria ruderum DC.
Verrucaria sandstedei B. de Lesd.
Verrucaria saprophila (Massal.) Trevisan
Verrucaria scabra Vězda
Verrucaria schindleri Servít
Verrucaria sphaerospora Anzi
Verrucaria striatula Wahlenb.
Verrucaria subfuscella Nyl.
Verrucaria submersella Servít
Verrucaria tectorum (Massal.) Körber
Verrucaria thallassina (Zahlbr.) Zsch.
Verrucaria transiliens Arnold
Verrucaria tristis (Massal.) Krempelh.
Verrucaria umbrinula Nyl.
Verrucaria velana (Massal.) Zahlbr.
Verrucaria viridula (Schrader) Ach.
Verrucaria xyloxena Norman

Vězdaea Tsch.-Woess & Poelt
Vězdaea acicularis Coppins
Vězdaea aestivalis (Ohlert) Tsch.-Woess
Vězdaea retigera Poelt & Döbbeler

Vouauxiomyces Dyko & D.Hawksw.
Vouauxiomyces santessonii D.Hawksw.
Vouauxiomyces truncatus (B.de Lesd.) Dyko & D.Hawksw.

Vouauxiella Petrak & Sydow
Vouauxiella lichenicola (Lindsay) Petrak & H.Sydow

Vulpicida J.-E.Mattson & Lai
Vulpicida pinastri (Scop.) J.-E.Mattson & Lai
Vulpicida tubulosus (Schaerer) J.-E.Mattson & Lai

Weddelomyces D.Hawksw.
Weddelomyces epicallopisma (Weddell) D.Hawksw.
Weddelomyces macrospora D.Hawksw., Renobales & Coppins

Xanthoria (Fr.) Th.Fr
Xanthoria calcicola Oxner
Xanthoria candelaria (L.) Th.Fr.
Xanthoria elegans (Link) Th.Fr.
Xanthoria fallax (Hepp) Arnold
Xanthoria fulva (Hoffm.) Poelt & Petutschnig
Xanthoria parietina (L.) Th.Fr.
Xanthoria polycarpa (Hoffm.) Rieber
Xanthoria sorediata (Vainio) Poelt
Xanthoria ulophyllodes Räsänen

Xanthoriicola D.Hawksw.
Xanthoriicola physciae (Kalchbr.) D.Hawksw.

Xylographa (Fr.) Fr.
Xylographa minutula Körber
Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberg
Xylographa vitiligo (Ach.) Laundon

Zwackhiomyces Grube & Haf.
Zwackhiomyces dispersus (Lahm ex Körber) Triebel & Grube
Zwackhiomyces immersae (Arnold) Grube & Triebel
Zwackhiomyces martinatianus (Arnold) Triebel & Grube
Zwackhiomyces sphinctrinoides (Zwackh) Grube & Haf.

4. Synonyme

Erläuterung: * hinter Artnamen: soweit deutsche Proben betreffend.

Absconditella modesta (Hegetschw.) Vězda = Absconditella delutula
Acarospora admissa (Nyl.) Kullhem* = Acarospora nitrophila
Acarospora amphibola Wedd. = Acarospora smaragdula
Acarospora atrata Hue = Acarospora impressula
Acarospora chlorophana (Wahlenb.) Massal. = Pleopsidium chlorophanum
Acarospora fusca B.de Lesd. = Acarospora smaragdula
Acarospora inaequalis H.Magn. = Acarospora nitrophila

Acarospora lapponica (Ach. ex Schaerer) Th.Fr. = Polysporina lapp.
Acarospora monacensis H.Magn. = Acarospora fuscata
Acarospora montana H.Magn. = Acarospora rugulosa
Acarospora muddii H.Magn. = Acarospora nitrophila
Acarospora murorum Massal. = Acarospora macrospora
Acarospora normanii H.Magn. = Acarospora nitrophila
Acarospora opaca H.Magn. = Acarospora impressula
Acarospora oxytona (Ach.) Massal. = Pleopsidium flavum
Acarospora praeruptorum H.Magn. = Acarospora nitrophila
Acarospora rehmii H.Magn. = Acarospora tongletii
Acarospora silesiaca (H.Magn.) H.Magn. = Polysporina lapponica
Acarospora subfuscescens (Nyl.) H.Magn. = Polysporina lapponica
Acarospora variegata H.Magn. = Acarospora tongletii f. variegata
Acrocordia alba (Schrader) B.de Lesd. = Acrocordia gemmata
Ahlesia lichenicola Fuckel = Thelocarpon lichenicolum
Alectoria bicolor (Ehrh.) Nyl. = Bryoria bicolor
Alectoria cana (Ach.) Leighton = Bryoria capillaris
Alectoria capillaris (Ach.) Crombie = Bryoria capillaris
Alectoria catharinae Räsänen = Bryoria implexa
Alectoria chalybeiformis auct. = Bryoria chalybeiformis
Alectoria crispa Mot. = Bryoria fuscescens
Alectoria fuscescens Gyelnik = Bryoria fuscescens
Alectoria fuscidula auct. = Bryoria capillaris
Alectoria haynaldii Gyelnik = Bryoria subcana
Alectoria implexa (Hoffm.) Nyl. = Bryoria implexa
Alectoria intricans (Vainio) Mot. = Bryoria intricans
Alectoria jubata auct. = Bryoria fuscescens
Alectoria nadvornikiana Gyelnik = Bryoria nadvornikiana
Alectoria positiva (Gyelnik) Mot. = Bryoria fuscescens
Alectoria prolixa auct. = Bryoria spec.div.
Alectoria pubescens (L.) R.Howe = Pseudephebe pubescens
Alectoria setacea (Ach.) Mot. = Bryoria capillaris
Alectoria smithii Du Rietz = Bryoria smithii
Alectoria subcana (Nyl. ex Stizenb.) Gyelnik = Bryoria subcana
Alectoria thrausta Ach. = Ramalina thrausta
Alectoria vrangiana Gyelnik = Bryoria implexa
Allocetraria oakesiana (Tuck.) Randl. & Thell = Cetraria oakesiana
Amphoridium Massal. = Verrucaria p.p., Thelidium p.p.
Amphoridium caesiopsilum (Anzi) Arnold = Verrucaria caesiopsila
Amphoridium calcisedum (DC.) Servít = Verrucaria calciseda
Amphoridium carneum (Arnold) Nyl. = Verrucaria carnea
Amphoridium cinereoviridescens (Zsch.) Servít = Verrucaria cin.
Amphoridium crassum (Massal.) Servít = Thelidium decipiens
Amphoridium dolomiticum Massal. = Verrucaria hochstetteri
Amphoridium hochstetteri (Fr.) Massal.= Verrucaria hochstetteri
Amphoridium huxarense (Zsch.) Servít = Verrucaria huxarensis
Amphoridium integrum (Nyl.) B.de Lesd. = Verrucaria integra
Amphoridium koerberi Arnold = Verrucaria hochstetteri
Amphoridium marmoreum (Scop.) Baroni = Verrucaria marmorea
Amphoridium mastoideum Massal. = Verrucaria hochstetteri
Amphoridium mortarii (Arnold) Flagey = Verrucaria mortarii
Amphoridium myriocarpum (Hepp) Servít = Verrucaria murina
Amphoridium obfuscans (Nyl.) Servít = Verrucaria obfuscans
Amphoridium phaeospermum (Arnold) Servít = Verrucaria phaeosperma
Amphoridium polygonium (Körber) Servít = Verrucaria polygonia
Amphoridium ruderum (DC.) Servít = Verrucaria ruderum
Amphoridium veronense (Massal.) Massal. = Verrucaria veronensis
Amphoridium viridulum (Schrader) Servít = Verrucaria viridula
Amphoroblastia Servít = Polyblastia p.p.
Amphoroblastia amota (Arnold) Servít = Polyblastia albida
Amphoroblastia bavarica (DT. & Sarnth.) Servít = Polyblastia sepulta
Amphoroblastia buerensis (Zsch.) Servít = Polyblastia buerensis
Amphoroblastia calcivora (Croz.) Servít = Polyblastia sepulta
Amphoroblastia cinerea (Jatta) Servít = Polyblastia cinerea

Amphoroblastia clandestina (Arnold) Servít = Polyblastia cland.
Amphoroblastia deminuta (Arnold) Servít = Polyblastia deminuta
Amphoroblastia dermatodes (Massal.) Servít = Polyblastia derm.
Amphoroblastia eumecospora (Zsch.) Servít = Polyblastia eumec.
Amphoroblastia helvetica (Th.Fr.) Servít = Polyblastia helvetica
Amphoroblastia incavata (Mudd) Servít = Thelidium incavatum
Amphoroblastia leptospora (Zsch.) Servít = Polyblastia leptospora
Amphoroblastia obsoleta (Arnold) Servít = Polyblastia albida
Amphoroblastia quinqueseptata (Hepp) Servít = Polyblastia quinqu.
Amphoroblastia sepulta (Massal.) Servít = Polyblastia sepulta
Amphoroblastia tyrolensis (Arnold) Servít = Polyblastia dermatodes
Amphoroblastia viridescens (Zsch.) Servít = Polyblastia virid.
Anaptychia fusca (Hudson) Vainio = Anaptychia runcinata
Anaptychia leucomela (L.) Massal. = Heterodermia leucomelos
Anaptychia leucomelaena auct. = Heterodermia leucomelos
Anaptychia obscurata (Nyl.) Vainio = Heterodermia obscurata
Anaptychia sorediifera (Müll.Arg.) DR. & Lynge* = Heterodermia obscurata
Anaptychia speciosa (Wulfen) Massal. = Heterodermia speciosa
Anema moedlingense Zahlbr. = Anema notarisii
Anema nummulariellum Nyl. = Anema notarisii
Anziella adglutinata (Anzi) Gyelnik = Placynthium flabellosum
Arctoparmelia Hale = Parmelia p.p.
Arctoparmelia centrifuga (L.) Hale = Parmelia centrifuga
Arctoparmelia incurva (Pers.) Hale = Parmelia incurva
Arthonia aspersella Leighton = Arthonia didyma
Arthonia exilis auct. = Arthonia apatetica + A. muscigena
Arthonia granitophila Th.Fr. = Melaspilea granitophila
Arthonia impolita (Hoffm.) Borrer = Arthonia pruinata
Arthonia leucodontis (Poelt & Döbbeler) Coppins = Arthonia muscigena
Arthonia lobata (Flotow) Massal. = Arthonia endlicheri
Arthonia lurida auct. = Arthonia vinosa
Arthonia quadriseptata (Ohlert) Lettau = ?Arthonia punctiformis
Arthonia tumidula (Ach.) Ach. = Arthonia cinnabarina
Arthonia varians (Davies) Nyl. '=' Arthonia glaucomaria
Arthonia xylophila V.Wirth & P.James = Arthonia arthonioides
Arthopyrenia aeruginella (Nyl.) Arnold = Mycoglaena myricae
Arthopyrenia alba (Schrader) Zahlbr. = Acrocordia gemmata
Arthopyrenia biformis (Borrer) Massal. = Anisomeridium biforme
Arthopyrenia cembrina (Anzi) Grumm. ex D.Hawksw. = Arthopyrenia punctiformis
Arthopyrenia conoidea (Fr.) Zahlbr. = Acrocordia conoidea
Arthopyrenia fallax (Nyl.) Arnold = Arthopyrenia lapponina
Arthopyrenia halodytes (Nyl.) Arnold = Pyrenocollema halodytes
Arthopyrenia laburni Arnold = Arthopyrenia punctiformis
Arthopyrenia leptotera auct. = Pyrenocollema halodytes
Arthopyrenia leptotera (Nyl.) Arnold = Stigmidium marinum
Arthopyrenia macrocarpa (Körber) Zahlbr. = Anisomeridium macr.
Arthopyrenia microspila Körber = Stigmidium microspilum
Arthopyrenia myricae (Nyl.) Zahlbr. = Mycoglaena myricae
Arthopyrenia persoonii Massal. = Arthopyrenia punctiformis
Arthopyrenia persoonii auct. = Arthopyrenia grisea
Arthopyrenia pinicola (Hepp) Massal. = Arthopyrenia cinereopr.
Arthopyrenia pluriseptata auct. = Arthopyrenia grisea
Arthopyrenia saxicola Massal. = Pyrenocollema saxicola
Arthopyrenia sphaeroides (Wallr.) Zahlbr. = Acrocordia gemmata
Arthopyrenia sublitoralis (Leighton) Arnold = Pyrenocollema sublitoralis
Arthopyrenia submicans (Nyl.) Arnold = Arthopyrenia nitescens
Arthopyrenia tichothecioides Arnold = Pyrenocollema tichothec.
Arthothelium dispersum auct. = Arthothelium ruanum
Arthothelium ruanideum (Nyl.) Arnold = Arthothelium ruanum
Arthrorhaphis citrinella v. alpina (Schaerer) Poelt = A. alpina
Arthrosporum accline (Flotow ex Massal.) Massal. = A. populorum
Aspicilia alphoplaca (Wahlenb.) Poelt & Leuck. = Lobothallia alph.
Aspicilia alpina (Sommerf.) Arnold = Bellemerea alpina
Aspicilia bohemica (Körber) H.Magn. = Aspicilia recedens

Aspicilia ceracea Arnold = Hymenelia ceracea
Aspicilia cinereorufescens (Ach.) Massal. = Bellemerea cinereoruf.
Aspicilia complanata (Körber) Stein = Miriquidica complanata
Aspicilia excavata G.Thor & Timdal = Aspicilia moenium
Aspicilia flavida (Hepp) Rehm = Eiglera flavida
Aspicilia hoffmannii auct. = Aspic. contorta ssp. hoffmanniana
Aspicilia insolata (H.Magn.) Hav. = Aspicilia grisea
Aspicilia lacustris (With.) Th.Fr. = Hymenelia lacustris
Aspicilia leucophyma (Leighton) Hue = Koerberiella wimmeriana
Aspicilia morioides Blomb. ex Arnold = Clauzadeana macula
Aspicilia mutabilis (Ach.) Körber = Megaspora verrucosa
Aspicilia radiosa (Hoffm.) Poelt & Leuck. = Lobothallia radiosa
Aspicilia sanguinea Krempelh. = Bellemerea sanguinea
Bacidia abbrevians (Nyl.) Th.Fr. = Bacidia igniarii
Bacidia abscondita Erichsen = Bacidia naegelii
Bacidia accedens (Arnold) Lettau = Mycobilimbia accedens
Bacidia acclinis (Massal.) Zahlbr. = Arthrosporum populorum
Bacidia acerina auct. p.p. = Bacidia biatorina
Bacidia acerina (Ach.) Arnold = Bacidia polychroa
Bacidia affinis (Stizenb.) Vainio = Bacidia subincompta
Bacidia anomala Massal. = ?Bacidia assulata
Bacidia anziana Lynge = Arthrorhaphis vacillans
Bacidia arnoldiana Körber = Bacidina arnoldiana
Bacidia arthoniza (Nyl.) Zahlbr. = Arthonia intexta
Bacidia atrogrisea (Delise ex Hepp) Körber = Bacidia laurocerasi
Bacidia carneoalbida (Müll.Arg.) Coppins = Mycobilimbia carneoalbida
Bacidia chlorococca (Graewe ex Stenh.) Lettau = Scoliciosporum chl.
Bacidia chlorotica (Massal.) Zahlbr. = Bacidina phacodes
Bacidia chloroticula (Nyl.) A.L.Sm. = Bacidina chloroticula
Bacidia cinerea (Schaerer) Trevisan = Micarea cinerea
Bacidia circumpallens (Nyl.) Arnold = Bacidia subfuscula
Bacidia citrinella (Ach.) Branth & Rostrup = Arthrorhaphis citrin.
Bacidia coprodes Körber = Bacidia trachona
Bacidia corticicola (Anzi) DT. & Sarnth. = Scoliciosporum perpus.
Bacidia cuprea (Massal.) Lettau = Lecania cuprea
Bacidia delicata (Larbal. ex Leighton) Coppins = Bacidina delicata
Bacidia egenula v. crassiuscula Erichsen = Bacidia subfuscula
Bacidia effusa auct. = Bacidia assulata
Bacidia egenula (Nyl.) Arnold = Bacidina egenula
Bacidia endoleuca auct. = Bacidia laurocerasi
Bacidia epixanthoides (Nyl.) Lettau = Mycobilimbia epixanthoides
Bacidia fallax (Körber) Lettau = Bacidia fraxinea
Bacidia flavovirescens (Dickson) Anzi = Arthrorhaphis citrinella
Bacidia fusca (Massal.) Du Rietz = Mycobilimbia tetramera
Bacidia fuscorubella (Ach.) Bausch = Bacidia polychroa
Bacidia gomphillacea (Nyl.) Zahlbr. = Micarea lignaria f. gomph.
Bacidia intermedia (Hepp ex Stizenb.) Arnold = B. assulata
Bacidia intermissa (Nyl.) Malme = Bacidia absistens
Bacidia inundata (Fr.) Körber = Bacidina inundata
Bacidia lehriana Erichsen = Bacidina chloroticula
Bacidia leprosula (Oliv.) Lettau = Micarea leprosula
Bacidia lignaria (Ach.) Lettau = Micarea lignaria
Bacidia luteola „(Ach.) Mudd“ = Bacidia rubella
Bacidia melaena (Nyl.) Zahlbr. = Micarea melaena
Bacidia microcarpa (Th.Fr.) Lettau = Mycobilimbia microcarpa
Bacidia micrococcoides Erichsen = Porina leptalea
Bacidia minuscula Anzi = Bacidia beckhausii
Bacidia mitescens (Nyl.) Sandst. = Bacidia subfuscula
Bacidia muscorum (Sw.) Mudd = Bacidia bagliettoana
Bacidia myriocarpa Erichsen = Fellhanera myrtillicola
Bacidia myrtillicola Erichsen = Fellhanera myrtillicola
Bacidia nitschkeana (Lahm) Zahlbr. = Micarea nitschkeana
Bacidia nitschkeana v. perpusilloides Erichsen = Fellhanera myrtillicola
Bacidia obscurata (Sommerf.) Zahlbr. = Mycobilimbia tetramera

Bacidia pallens (Kullh.) Zahlbr. = Biatora pallens
Bacidia paulula Erichsen = Bacidina chloroticula
Bacidia perpusilla (Lahm ex Körber) Th.Fr. = Scoliciosporum perp.
Bacidia phacodes Körber = Bacidina phacodes
Bacidia populorum (Massal.) Trevisan = Arthrosporum populorum
Bacidia sabuletorum v. accedens (Arnold) Arnold = Mycobilimbia accedens
Bacidia sabuletorum (Schreber) Lettau = Mycobilimbia sabuletorum
Bacidia sarothamni Vainio = Scoliciosporum sarothamni
Bacidia schadeana Erichsen = Scoliciosporum schadeanum
Bacidia sphaeroides auct. p.p. = Mycobilimbia carneoalbida
Bacidia sphaeroides (Dickson) Körber = Mycobilimbia sphaeroides
Bacidia subtilis Vězda = Fellhanera subtilis
Bacidia subviridescens (Nyl.) Zahlbr. = Micarea prasina
Bacidia trisepta (Massal.) Zahlbr. = Micarea peliocarpa
Bacidia umbrina (Ach.) Bausch = Scoliciosporum umbrinum
Bacidia vermifera (Nyl.) Th.Fr. = Bacidia hegetschweileri
Bacidia vezdae Coppins & P.James = Fellhanera vezdae
Bacidia violacea (Crouan) Arnold = Micarea peliocarpa
Bacidia viridula Erichsen = Bacidia incompta
Bacidia wettersteinensis Poelt = Arthonia intexta
Baeomyces callianthus Lettau = Baeomyces rufus v. callianthus
Baeomyces roseus Pers. = Dibaeis baeomyces
Biatora albohyalina (Nyl.) Bagl. & Car. = Lecidea albohyalinea
Biatora atroviridis (Arnold) Hellbom = Biatora ocelliformis
Biatora carneoalbida (Müll.Arg.) Coppins = Mycobilimbia carneoalb.
Biatora efflorescens (Hedl.) = Biatora epixanthoidiza
Biatora epixanthoides (Nyl.) Dieder. = Mycobilimbia epixanthoides
Biatora epixanthoidiza auct. = Biatora chrysantha
Biatora epizanthoidiza auct. = Biatora chrysantha
Biatora epizanthoidiza (Nyl.) Räsänen = Biatora epixanthoidiza
Biatora gyrophorica (Tønsberg) Coppins = Biatora chrysantha
Biatora meiocarpa (Nyl.) Arnold = Lecidea meiocarpa
Biatora pilularis (Körber) Hepp = Mycobilimbia sphaeroides
Biatora sphaeroides (Dickson) Körber = Mycobilimbia sphaeroides
Biatora tetramera (De Not.) Coppins = Mycobilimbia tetramera
Biatorella campestris (Fr.) Almq. = Sarcosagium campestre
Biatorella cycloscarpa (Anzi) Steiner = Polysporina cyclocarpa
Biatorella delitescens Arnold = Biatoridium delitescens
Biatorella deplanata Almq. = Strangospora deplanata
Biatorella difformis (Fr.) Vainio = Sarea difformis
Biatorella fossarum auct. = Biatorella hemisphaerica
Biatorella fossarum (Dufour ex Fr.) Th.Fr. f. hemisphaerica (Anzi) Vainio =Biatorella hemisphaerica
Biatorella microhaema Norman = Strangospora microhaema
Biatorella monasteriensis (Lahm) Lahm = Biatoridium monasteriense
Biatorella moriformis (Ach.) Th.Fr. = Strangospora moriformis
Biatorella ochrophora (Nyl.) Arnold = Strangospora ochrophora
Biatorella pinicola (Massal.) Anzi = Strangospora pinicola
Biatorella resinae (Fr.: Fr.) Th.Fr. = Sarea resinae
Blastenia assigena (Lahm) Arnold = Caloplaca assigena
Blastenia athroocarpa (Anzi) Arnold = Caloplaca athroocarpa
Blastenia ochracea (Schaerer) Trevisan = Caloplaca ochracea
Blastenia sinapisperma (DC.) Massal. = Caloplaca sinapisperma
Blastenia tetraspora (Nyl.) Rehm = Caloplaca tetraspora
Blastenia visianica Massal. = Caloplaca teicholyta
Bombyliospora incana A.L.Sm. = Megalospora pachycarpa
Botrydina vulgaris Bréb. = Omphalina umbellifera p.p.
Bryoria osteola (Gyelnik) Brodo & D.Hawksw. = Bryoria implexa
Bryoria setacea (Ach.) Brodo & D.Hawksw. = Bryoria capillaris
Bryoria vrangiana (Gyelnik) Brodo & D.Hawksw. = Broria implexa
Bryostigma leucodontis Poelt & Döbbeler = Arthonia muscigena
Buellia aethaleoides (Hepp) Th.Fr. = Buellia aethalea s.l.
Buellia atrata (Sm.) Anzi = Orphniospora moriopsis
Buellia betulina (Hepp) Th.Fr. = Buellia griseovirens

Buellia canescens (Dickson) De Not. = Diploicia canescens
Buellia chlorophaea (Hepp ex Leighton) Lettau = B. porphyrica
Buellia dubyana (Hepp) Rabenh. = Rinodina dubyana
Buellia dubyanoides (Hepp) Müll.Arg. = Rinodinella dubyanoides
Buellia frisiaca Erichsen = Buellia ocellata
Buellia italica Massal. = Buellia spuria
Buellia lactea (Massal.) Körber = Buellia spuria
Buellia luridata Körber = Rinodina luridata
Buellia margaritacea („Sommerf.") Lynge = Buellia nivalis
Buellia myriocarpa (DC.) Mudd = Buellia punctata
Buellia nigerrima (Nyl.) Arnold = Buellia aethalea
Buellia occulta Körber = Rinodina occulta
Buellia parasema (Ach.) De Not. = Buellia disciformis
Buellia pernigrans (Nyl.) Sandst. = Buellia badia
Buellia pulchella (Schrader) Tuck. = Catolechia wahlenbergii
Buellia punctata (Hoffm.) Massal. = Amandinea punctata
Buellia punctata f. crassior (Erichsen) Zahlbr. = Amandinea lecideina
Buellia punctiformis (Hoffm.) Massal. = Amandinea punctata
Buellia rinodinoides Anzi = Rinodina rinodinoides
Buellia saxatilis (Schaerer) Körber = Dactylospora saxatilis
Buellia scabrosa (Ach.) Massal. = Epilichen scabrosus
Buellia sororia Th.Fr. = Buellia aethalea
Buellia sororioides Erichsen = Buellia aethalea
Buellia subatra Erichsen = Buellia aethalea
Buellia suevica Bertsch = Buellia venusta
Buellia verruculosa auct. = Buellia ocellata
Buellia zahlbruckneri Steiner = Buellia erubescens
Buellia zapotica (Körber) Räsänen = Buellia pharcidia
Buelliella saxatilis (Schaerer) Fink = Dactylospora saxatilis
Byssoloma tricholomum auct. = Byssoloma subdiscordans
Calicium alboatrum Flörke = Chaenothecopsis pusilla
Calicium amylocaule Lettau = Calicium lenticulare
Calicium arenarium (Massal.) Körber = Microcalicium arenarium
Calicium chlorinum auct. = Calicium corynellum
Calicium disseminatum Ach. = Microcalicium disseminatum
Calicium floerkei Zahlbr. = Chaenothecopsis pusilla
Calicium lichenoides (L.) Schum. = Calicium salicinum
Calicium paroicum Ach. = Calicium corynellum
Calicium populneum Brond. ex Duby = Phaeocalicium populneum
Calicium praecedens Nyl. = Phaeocalicium praecedens
Calicium praecedens v. compressulum (Szat.) Zahlbr. = Phaeocalicium compressulum
Calicium pusiolum Ach. = Chaenothecopsis pusiola
Calicium pusiolum Ach. f. rubescens (Vainio) Keissler = Chaenothecopsis rubescens
Calicium schaereri De Not. = Chaenotheca cinerea
Calicium schaereri auct. = Calicium lenticulare
Calicium subquercinum Asah. = Calicium lenticulare
Calicium subtile Pers. = Mycocalicium subtile
Calicium subtile Pers. v. cinerascens (Nyl.) Keissler = Chaenothecopsis viridialba
Caloplaca arnoldiana (Servít & Cernoh.) Serv. & Poelt = Caloplaca coccinea
Caloplaca aurantiaca auct.p.p. = Caloplaca dolomiticola
Caloplaca aurantiaca (Lightf.) Th.Fr. = Caloplaca flavorubescens
Caloplaca bryochrysion Poelt = Caloplaca epiphyta
Caloplaca cerina v.stillicidiorum (Vahl) Th.Fr. = v. chloroleuca
Caloplaca cinnamomea (Th.Fr.) Oliv. = Caloplaca ammiospila
Caloplaca decipiens v. incrustans (Nyl.) Zahlbr. = Caloplaca ruderum
Caloplaca elegans (Link) Th.Fr. = Xanthoria elegans
Caloplaca festiva (Ach.) Zwackh = Caloplaca crenularia
Caloplaca fulva (Anzi) Steiner = Caloplaca variabilis
Caloplaca heppiana (Müll.Arg.) Zahlbr. = Caloplaca flavescens
Caloplaca incrustans auct. = Caloplaca ruderum
Caloplaca lallavei (Clem. ex Ach.) Flagey = Caloplaca erythroc.
Caloplaca lamprocheila (DC.) Flagey = Caloplaca arenaria
Caloplaca leucoraea (Ach. ex Flörke) Branth = Calopl. sinapisp.
Caloplaca lithophila H.Magn. = Caloplaca holocarpa

Caloplaca murorum (Hoffm.) Th.Fr. = Caloplaca saxicola
Caloplaca paepalostoma (Anzi) Jatta = Caloplaca variabilis
Caloplaca phlogina (Ach.) Flagey = Caloplaca citrina
Caloplaca placidia (Massal.) Steiner = Caloplaca dolomiticola
Caloplaca pruinosa (Körber) Zahlbr. = Fulgensia pruinosa
Caloplaca pyracea (Ach.) Th.Fr. = Caloplaca holocarpa
Caloplaca salina Erichsen = Caloplaca marina
Caloplaca schaereri (Flörke) Zahlbr. = Caloplaca dolomiticola
Caloplaca schistidii (Anzi) Zahlbr. = Fulgensia schistidii
Caloplaca sorediata (Vainio) DR. = Xanthoria sorediata
Caloplaca stillicidiorum (Vahl) Lynge = Calopl. cerina v. chloroleuca
Caloplaca subathallina H.Magn. = Caloplaca hungarica
Caloplaca subsoluta (Nyl.) Zahlbr. = Caloplaca irrubescens
Caloplaca tenuatula (Nyl.) Zahlbr. = Caloplaca polycarpa
Caloplaca velana (Massal.) Du Rietz = Caloplaca dolomiticola
Candelariella heidelbergensis (Nyl.) Poelt = Candelariella aurella f. smaragdula
Candelariella flavovirella (Nyl.) Lettau = C. vitellina f. flavov.
Catillaria anomaloides auct. = Catillaria picila
Catillaria areolata H.Magn. = Toninia philippea
Catillaria athallina (Hepp) Hellbom = Toninia athallina
Catillaria atropurpurea (Schaerer) Th.Fr. = Catinaria atropurp.
Catillaria bouteillei (Desm.) Zahlbr. = Fellhanera bouteillei
Catillaria delutula (Nyl.) Zahlbr. = Absconditella delutula
Catillaria denigrata (Fr.) Hedl. = Micarea denigrata
Catillaria discretula (Nyl.) Lettau = Micarea denigrata
Catillaria dispersa (Arnold) Erichsen = Catinaria dispersa
Catillaria elachista (Körber) Vainio = Micarea elachista
Catillaria globulosa (Flörke) Th.Fr. = Bacidia globulosa
Catillaria graniformis (Hagen) Vainio = Cliostomum corrugatum
Catillaria griffithii (Sm.) Malme = Cliostomum griffithii
Catillaria grossa (Pers. ex Nyl.) Körber = Megalaria grossa
Catillaria hemipoliella (Nyl.) Blomb. & Forss. = Micarea denigrata
Catillaria intermixta auct. = Megalaria laureri
Catillaria intrusa (Th.Fr.) Th.Fr. = Carbonea intrusa
Catillaria laureri Hepp ex Th.Fr. = Megalaria laureri
Catillaria lenticularis v. atomarioides (Müll.Arg.) Erichsen = Catillaria atomarioides
Catillaria leucoplaca auct. = Megalaria grossa
Catillaria lightfootii (Sm.) Oliv. = Fuscidea lightfootii
Catillaria melaenida (Nyl.) Arnold = Micarea melaenida
Catillaria micrococca (Körber) Th.Fr. = Micarea prasina
Catillaria neuschildii (Körber) Th.Fr. = Catinaria neuschildii
Catillaria philippea (Mont.) Massal. = Toninia philippea
Catillaria pleiospora (Steiner) Steiner* = Catill. chalybeia
Catillaria prasina (Fr.) Th.Fr. = Micarea prasina
Catillaria pulverea (Borrer) Lettau = Megalaria pulverea
Catillaria schumannii Stein = Micarea melaenida
Catillaria scotina (Körber) Hertel & Kilias = Toninia pennina
Catillaria sphaeroides (Dickson) Schuler = Mycobilimbia sphaer.
Catillaria subnitida Hellbom = Catillaria tristis
Catillaria sylvestris (Arnold) Lettau = Lecania sylvestris
Catillaria timidula Th.Fr. & Almq. ex Th.Fr. = Lecidella timidula
Catinaria pulverea (Borrer) Vězda & Poelt = Megalaria pulverea
Celidium ericetorum Rehm in Rabenh. = Arthonia ericetorum
Cetraria complicata Laurer ex ? = Cetraria laureri
Cetraria crispa (Ach.) Nyl. = Cetraria ericetorum
Cetraria fahlunensis sensu Schaerer = Cetraria hepatizon
Cetraria fahlunensis sensu Vainio = Cetraria commixta
Cetraria fallax (Weber) Anders = Platismatia glauca
Cetraria glauca (L.) Ach. = Platismatia glauca
Cetraria juniperina (L.) Ach. = Vulpicida juniperinus
Cetraria pinastri (Scop.) S.Gray = Vulpicida pinastri
Cetraria polyschiza (Nyl.) Jatta = Cetraria hepatizon
Cetraria tenuifolia (Retz.) R.H.Howe = Cetraria ericetorum
Cetraria tilesii auct. medieur. = Vulpicida tubulosus

Cetraria tubulosa (Schaerer) Zopf = Vulpicida tubulosus
Chaenotheca aeruginosa (Turner ex Sm.) A.L.Sm. = Chaenotheca trichialis
Chaenotheca brunneola f. griseola Vainio = Chaenotheca xyloxena
Chaenotheca carthusiae (Harm.) Lettau = Chaenotheca chlorella
Chaenotheca chlorella var. hispidula = Chaenotheca hispidula
Chaenotheca melanophaea (Ach.) Zwackh = Chaenotheca ferruginea
Chaenotheca schaereri (De Not.) Zahlbr. = Chaenotheca cinerea
Chaenothecopsis alboatra (Flörke) Nádv. = Chaeonthecopsis pusilla
Chaenothecopsis lignicola (Nádv.) A.Schmidt = Chaenothecopsis pusiola
Chaenothecopsis subpusilla (Vainio) Tibell = Chaenothecopsis pusilla
Cladina Nyl. = Cladonia
Cladina arbuscula (Wallr.) Hale & Culb. = Cladonia arbuscula
Cladina ciliata (Stirton) Trass = Cladonia ciliata
Cladina ciliata v. tenuis (Flörke) Ahti & Lai = Cladonia c.v.t.
Cladina mitis (Sandst.) Hustich = Cladonia arbuscula ssp. mitis
Cladina portentosa (Dufour) Follm. = Cladonia portentosa
Cladina rangiferina (L.) Nyl. = Cladonia rangiferina
Cladina stellaris (Opiz) Brodo = Cladonia stellaris
Cladina stygia (Fr.) Ahti = Cladonia stygia
Cladonia alcicornis (Lightf.) Fr. = Cladonia foliacea
Cladonia alpestris (L.) Rabenh. = Cladonia stellaris
Cladonia alpicola (Flotow) Vainio = Cladonia macrophylla
Cladonia anomaea (Ach.) Ahti & P.James = Cladonia ramulosa
Cladonia bacillaris (Leighton) Arnold = Cladonia macilenta ssp. macilenta
Cladonia capitata (Michaux) Sprengel = Cladonia peziziformis
Cladonia chlorophaea (Flörke ex Sommerf.) Sprengel = Cladonia pyxidata
Cladonia conistea auct. = Cladonia humilis
Cladonia conoidea Ahti = Cladonia humilis
Cladonia cornutoradiata (Coem.) Zopf = Cladonia subulata
Cladonia cryptochlorophaea Asah. = Cladonia pyxidata ssp. grayi
Cladonia degenerans (Flörke) Sprengel = Cladonia phyllophora
Cladonia delicata auct. = Cladonia parasitica
Cladonia destricta auct. = Cladonia zopfii
Cladonia diversa Asperges = Cladonia coccifera
Cladonia elongata auct. = Cladonia macroceras p.p.
Cladonia elongata (Wulfen) Hoffm. = Cladonia gracilis ssp. elongata
Cladonia flabelliformis auct. = Cladonia polydactyla
Cladonia floerkeana (Fr.) Flörke = Cladonia macilenta ssp. floerkeana
Cladonia gonecha (Ach.) Asah. = Cladonia sulphurina
Cladonia grayi G.K.Merrill ex Sandst. = Cladonia pyxidata ssp. grayi
Cladonia impexa Harm. = Cladonia portentosa
Cladonia leptophylla (Ach.) Flörke = Cladonia peziziformis
Cladonia leucophaea Abbayes = Cladonia ciliata
Cladonia major (Hagen) Sandst. = Cladonia fimbriata
Cladonia merochlorophaea Asah. = Cladonia pyxidata ssp. grayi
Cladonia merochlorophaea v. novochlorophaea Sipman = Cladonia pyxidata ssp. grayi
Cladonia mitis Sandst. = Cladonia arbuscula ssp. mitis
Cladonia nemoxyna (Ach.) Arnold = Cladonia rei
Cladonia ochrochlora Flörke = Cladonia coniocraea
Cladonia papillaria (Duf.) = Pycnothelia papillaria
Cladonia pityrea (Flörke) Fr. = Cladonia ramulosa
Cladonia pocillum (Ach.) O.J.Rich. = Cladonia pyx. ssp. pocillum
Cladonia pyxidata v. chlorophaea (Sommerf.) Flörke = Cladonia pyxidata ssp. chlorophaea
Cladonia rappii auct. = Cladonia cervicornis ssp. pulvinata
Cladonia subcariosa auct. = Cladonia polycarpoides
Cladonia subrangiformis Sandst. = Cladonia furcata ssp. subrang.
Cladonia subsquamosa (Nyl. ex Leighton) Nyl. = Cladonia squamosa
Cladonia sylvatica auct. = Cladonia arbuscula
Cladonia tenuis (Flörke) Harm. = Cladonia ciliata v. tenuis
Cladonia verticillata (Hoffm.) Schaerer = C. cervicornis ssp. verticillata
Clathroporina rivularis (Zsch.) Zsch. = Porina interjungens
Cliostomum graniforme (Hagen) Coppins = Cliostomum corrugatum
Coelocaulon Link = Cetraria
Coelocaulon aculeatum (Schreber) Link = Cetraria aculeata

Coelocaulon muricatum (Ach.) Laundon = Cetraria muricata
Coelocaulon odontellum (Ach.) R.H.Howe = Cetraria odontella
Collema auriculatum Hoffm. = Collema auriforme
Collema fluviatile (Hudson) Steudel = Collema dichotomum
Collema furvum DC. = Collema fuscovirens
Collema tunaeforme (Ach.) Ach. = Collema fuscovirens
Collema tuniforme (Ach.) Ach. = Collema fuscovirens
Collemopsis Nyl. ex Crombie = Pyrenopsis
Collemopsis diffracta Nyl. = Psorotichia diffracta
Collemopsis schaereri (Massal.) Cromb. = Psorotichia schaereri
Coniocybe Ach. → Chaenotheca, Sclerophora
Coniocybe furfuracea (L.) Ach. = Chaenotheca furfuracea
Coniocybe gracilenta Ach. = Chaenotheca gracilenta
Coniocybe hyalinella Nyl. = Sclerophora peronella
Coniocybe nivea (Hoffm.) Arnold = Sclerophora nivea
Coniocybe pallida (Pers.) Fr. = Sclerophora nivea
Coniocybe peronella (Ach.) Tibell = Sclerophora peronella
Coniocybe sulphurea auct. = Chaenotheca brachypoda
Coniosporium physciae (Kalchbr.) Sacc. = Xanthoriicola physciae
Coniothecium anaptychiae Lindau = Monodictys anaptychiae
Coniothecium sphaerale (Fr.) Keissler = Sclerococcum sphaerale
Coriscium Vainio → Omphalina
Coriscium viride (Ach.) Vainio = Omphalina hudsoniana
Cornicularia aculeata (Schreber) Ach. = Cetraria aculeatum
Cornicularia muricata (Ach.) Ach. = Cetraria muricatum
Cornicularia odontella (Ach.) Westendorp = Cetraria odontella
Cornicularia tristis (Weber) Ach. = Cornicularia normoerica
Crocynia → Lepraria, Leproloma
Crocynia lanuginosa (Ach.) Hue = Leproloma membranaceum
Crocynia membranacea (Dickson) Zahlbr. = Leproloma membranaceum
Crocynia neglecta (Nyl.) Hue = Lepraria neglecta
Cybebe Tibell = Chaenotheca p.p.
Cybebe gracilenta (Ach.) Tibell = Chaenotheca gracilenta
Cyphelium caliciforme (Flotow) Zahlbr. = Thelomma ocellatum
Cyphelium ocellatum (Körber) Trev. = Thelomma ocellatum
Cystocoleus niger (Hudson) Hariot = Cystocoleus ebeneus
Dendriscocaulon umhausense (Auersw.) Degel. = Lobaria amplissima
Dermatina → Mycoporum
Dermatina elabens (Flotow ex Nyl.) Zahlbr. = Mycoporum elabens
Dermatina fuscocinerea (Körber) Zahlbr. = Mycoporum fuscocin.
Dermatina ptelaeodes (Ach.) Zahlbr. = Mycoporum hippocastani
Dermatina quercus (Massal.) Zahlbr. = Mycoporum quercus
Dermatocarpon anzianum Servít = Verrucaria sphaerospora
Dermatocarpon aquaticum (Weis) Zahlbr. = Dermatocarpon luridum
Dermatocarpon cinereum (Pers.) Th.Fr. = Catapyrenium cinereum
Dermatocarpon compactum (Massal.) Blomb. & Forss. = Verrucaria fuscula
Dermatocarpon daedaleum (Krempelh.) Th.Fr. = Catapyrenium daed.
Dermatocarpon decipiens (Massal.) DT. & Sarnth. = Dermatocarpon luridum v. decipiens
Dermatocarpon fluviatile (Weber) Th.Fr. = Dermatocarpon luridum
Dermatocarpon glaucinum (Ach.) Servít = Verrucaria glaucina
Dermatocarpon hepaticum auct. = Catapyrenium squamulosum
Dermatocarpon hepaticum (Ach.) Th.Fr. = Catapyrenium cinereum
Dermatocarpon lachneum (Ach.) A.L.Sm. = Catapyrenium lachneum
Dermatocarpon meiophyllum Vainio = Dermatocarpon meiophyllizum
Dermatocarpon michelii (Massal.) Zwackh = Catapyrenium michelii
Dermatocarpon monstrosum (Schaer.) Vainio = Placocarpus schaer.
Dermatocarpon subfuscellum (Nyl.) Servít = Verrucaria subfuscellum
Dermatocarpon trachyticum (Hazsl.) Vainio = Placopyrenium trach.
Dermatocarpon tremniacense (Massal.) Steiner = Catapyrenium tremn.
Dermatocarpon waltheri (Krempelh.) Blomb. & Forss. = Catapyrenium waltheri
Dermatocarpon weberi (Ach.) Mann = Dermatocarpon luridum
Didymella lettauiana Keissler = Melanopsamma lettauiana
Didymella pulposi (Zopf) Vouaux = Didymellopsis pulposi
Didymella sphinctrinoides (Zwackh) Berl. & Vogl. = Zwackhiom.s.

Dimerella diluta (Pers.) Trevisan = Dimerella pineti
Dimerella modesta (Hegetschw.) Grumm. = Absconditella delutula
Diploschistes bryophilus (Ehrh. ex Ach.) Zahlbr. = Dipl. muscorum
Diploschistes clausus (Flotow) Zahlbr. = Diploschistes euganeus
Diploschistes cretaceus (Ach.) Lettau = Diploschistes gypsaceus
Diploschistes ochrophanes Lettau = Diploschistes gypsaceus
Diploschistes ptychochrous Lettau = Diploschistes scruposus
Diplotomma Flotow = Buellia
Diplotomma alboatrum (Hoffm.) Flotow = Buellia alboatra
Diplotomma epipolium (Ach.) Arnold = Buellia epipolia
Discothecium gemmiferum Vouaux = Endococcus propinquus
Discothecium stigma auct. = Endococcus perpusillus
Dufourea (Ach.) Nyl. = Dactylina
Dufourea madreporiformis (Ach.) Ach. = Dactylina madreporiformis
Dufourea ramulosa Hooker = Dactylina ramulosa
Encephalographa cerebrina (DC.) Massal. = Poeltinula cerebrina
Endocarpon glomeruliferum (Massal.) Trevis. = Endocarpon pusillum
Endocarpon pallidum auct. = Endocarpon adscendens
Endococcus stigma auct. = Endococcus perpusillus
Enterographa flotowii Massal. = Schismatomma graphidioides
Enterographa graphidioides (Leighton) Almb. = Schismatomma graph.
Enterographa venosa (Pers.) Massal. = Enterographa crassa
Flavocetraria cucullata (Bellardi) Kärnef. & Thell = Cetraria cucullata
Flavocetraria nivalis (L.) Kärnef. & Thell = Cetraria nivalis
Flavoparmelia Hale = Parmelia p.p.
Flavoparmelia caperata (L.) Hale = Parmelia caperata
Flavopunctelia flaventior (Stirton) Hale = Parmelia flaventior
Foraminella S.F.Meyer = Parmeliopsis
Fuscidea badensis V.Wirth & Poelt ined. = veris. Fuscidea recensa
Fuscidea viridis Tønsberg = Ropalospora viridis
Geisleria sychnogonoides Nitschke = Strigula sychnogonoides
Gongylia aquatica Stein = Sagediopsis aquatica
Gongylia nadvornikii Servít = Sagediopsis barbara
Gongylia sabuletorum (Fr.) Stein = Baeomyces rufus + Arthrorhaphis citrinella
Graphis neglecta Erichsen = Graphis elegans
Gyalecta abscondita (Lahm) Zahlbr. = Absconditella trivialis
Gyalecta biformis (Körber) Oliv. = G.truncigena v. biformis
Gyalecta carnea (Arnold) Lettau = Gyalidea hyalinescens
Gyalecta croatica Schuler & Zahlbr. = Gyalecta truncigena v. derivata
Gyalecta cupularis (Hedwig) Schaerer = Gyalecta jenensis
Gyalecta elegantula Müll.Arg. = Gyalecta subclausa
Gyalecta fritzei Stein = Gyalidea fritzei
Gyalecta gloeocapsa (Nitschke) Zahlbr. = Bryophagus gloeocapsa
Gyalecta hypoleuca (Ach.) Zahlbr. = Petractis hypoleuca
Gyalecta lecideopsis Massal. = Gyalidea lecideopsis
Gyalecta piceicola (Nyl.) Arnold = Gyalideopsis piceicola
Gyalecta psammoica (Nyl.) Oliv. = Gyalidea psammoica
Gyalecta rosea (Eitner) Zahlbr. = Dimerella pineti
Gyalecta rubra (Hoffm.) Massal. = Gyalecta ulmi
Gyalidea piceicola (Nyl.) Lettau ex Vězda = Gyalideopsis p.
Gyrophora spec. = Umbilicaria spec.
Gyrophora corrugata (DC.) Nyl. = Umbilicaria nylanderiana
Gyrophora erosa (Weber) Ach. = Umbilicaria torrefacta
Gyrophora torrida (Ach.) Nyl. = Umbilicaria torrefacta
Haematomma cismonicum Beltr. = Loxospora cismonica
Haematomma coccineum (Dickson) Körber = Haematomma ochroleucum
Haematomma elatinum (Ach.) Massal. = Loxospora elatina
Haematomma ventosum (L.) Massal. = Ophioparma ventosa
Heppia euploca (Ach.) Vainio = Peltula euploca
Heterodermia leucomelaena (L.) Poelt = Heterodermia leucomelos
Huilia auct. = Porpidia
Huilia albocaerulescens (Wulfen) Hertel = Porpidia albocaerul.
Huilia cinereoatra (Ach.) Hertel = Porpidia cinereoatra
Huilia crustulata (Ach.) Hertel = Porpidia crustulata

Huilia flavocaerulescens (Hornem.) Hertel = Porpidia flavicunda
Huilia glaucophaea (Körber) Hertel = Porpidia glaucophaea
Huilia macrocarpa (DC.) Hertel = Porpidia macrocarpa
Huilia melinodes auct.medieur. = Hymenelia ochrolemma
Huilia nigrocruenta (Anzi) Hertel = Porpidia macrocarpa
Huilia panaeola (Ach.) Hertel = Amygdalaria panaeola
Huilia superba (Körber) Hertel = Porpidia superba
Huilia tuberculosa (Sm.) P.James = Porpidia tuberculosa
Hypocenomyce xanthococca auct.medieur. = Hypocenomyce praestabilis
Hypogymnia bitteriana (Zahlbr.) Räsänen = Hypogymnia farinacea
Hypogymnia intestiniformis (Vill.) Räsänen = Brodoa intestinif.
Hypotrachyna (Vainio) Hale = Parmelia p.p.
Hypotrachyna laevigata (Sm.) Hale = Parmelia laevigata
Hypotrachyna revoluta (Flörke) Hale = Parmelia revoluta
Hypotrachyna sinuosa (Sm.) Hale = Parmelia sinuosa
Hypotrachyna taylorensis (Mitch.) Hale = Parmelia taylorensis
Illosporium corallinum Roberge = Marchandiomyces corallinus
Involucrocarpon Servít = Verrucaria p.p.
Involucrocarpon poeltii Servít = Verrucaria poeltii
Involucrothele Servít → Verrucaria, Thelidium
Involucrothele aeneovinosa (Anzi) Servít = Thelidium aeneovin.
Involucrothele aerimontana (Zsch.) Servít = Thelidium aerimont.
Involucrothele antonelliana (Bagl. & Car.) Servít = Thelidium anton.
Involucrothele auruntii (Massal.) Servít = Thelidium auruntii
Involucrothele cataractarum (Hepp) Servít = Thelidium cataract.
Involucrothele concinna (Borrer) Servít = Verrucaria dufourii
Involucrothele decussata (Krempelh.) Servít = Thelidium decus.
Involucrothele disjuncta (Arnold) Servít = Verrucaria disjuncta
Involucrothele dufourii (DC.) Servít = Verrucaria dufourii
Involucrothele fontigena (Massal.) Servít = Thelidium fontigenum
Involucrothele limitata (Krempelh.) Servít = Verrucaria cyanea
Involucrothele maculiformis (Krempelh.) Servít = Verrucaria mac.
Involucrothele minima (Massal.) Servít = Thelidium minimum
Involucrothele nigricans (Zsch.) Servít = Thelidium nigricans
Involucrothele olivacea (Fr.) Servít = Thelidium olivaceum
Involucrothele opaca (Lahm) Servít = Thelidium opacum Lahm
Involucrothele pinguicula (Massal.) Servít = Verrucaria ping.
Involucrothele plumbea (Ach.) Servít = Verrucaria caerulea
Involucrothele pyrenophora (Ach.) Servít = Thelidium pyrenophorum
Involucrothele rehmii (Zsch.) Servít = Thelidium rehmii
Involucrothele ungeri (Flotow) Zahlbr. = Thelidium pyrenophorum
Involucrothele verrucosa (Zsch.) Servít = Thelidium verrucosum
Ionaspis suaveolens (Ach. ex Schaerer) Stein = Ion. chrysopha
Karschia athallina (Müll.Arg.) Vouaux = Dactylospora athallina
Karschia tegularum (Arnold) Rehm = Dactylospora tegularum
Kiliasia Haf. → Toninia, Catillaria
Kiliasia athallina (Hepp) Haf. = Toninia athallina
Kiliasia philippea (Mont.) Haf. = Toninia philippea
Kiliasia riparia (Müll.Arg.) Haf. = Toninia philippea
Kiliasia tristis (Müll.Arg.) Haf. = Catillaria tristis
Lahmia fueistingii Körber = Arthrorhaphis grisea
Lecanactis dryophila Lettau = Bactrospora dryina
Lecanactis grumulosa v. monstrosa (Bagl.) Grumm. = Lecanactis grumulosa
Lecanactis illecebrosa (Dufour) Fr. = Lecanactis amylacea
Lecanactis monstrosa Bagl. = Lecanactis grumulosa
Lecanactis plocina auct. = Cresponea premnea
Lecanactis praerimata (Nyl.) Oliv. = Dirina stenhammari
Lecanactis premnea (Ach.) Arnold = Cresponea premnea
Lecanactis stenhammari (Stenham.) Arnold = Dirina stenhammari
Lecania albariella (Nyl.) Müll.Arg. = Lecania turicensis
Lecania cyrtellina (Nyl.) Sandst. = ?Lecania cyrtella
Lecania dimera (Nyl.) Th.Fr. = Lecania dubitans
Lecania erysibe v. rabenhorstii (Hepp) Mudd = Lecania rabenh.
Lecania lecanorina (Anzi) Zahlbr. = Halecania lecanorina

Lecania sambucina (Körber) Zahlbr. = Lecania cyrtella
Lecania sambucina f. insularis (Hepp.) Müll.Arg. = Lecania insularis
Lecania syringea (Ach.) Th.Fr. = Lecania fuscella
Lecanora aitema (Ach.) Hepp = Lecanora symmicta v. aitema
Lecanora alphoplaca (Wahlenb.) Ach. = Lobothallia alphoplaca
Lecanora alpina Sommerf. = Bellemerea alpina
Lecanora aquatica (Körber) Hepp = Aspicilia aquatica
Lecanora atra v. grumosa (Pers.) Ach. = Tephromela grumosa
Lecanora atra (Hudson) Ach. = Tephromela atra
Lecanora atriseda (Fr.) Nyl. = Protoparmelia atriseda
Lecanora atrynea (Ach.) Nyl. = Lecanora cenisia
Lecanora badia (Hoffm.) Ach. = Protoparmelia badia
Lecanora badia v. picea auct. = Protoparmelia picea
Lecanora badioatra (Hepp ex Krempelh.) Zahlbr. = Rimularia badioatra
Lecanora bavarica Poelt = L. variolascens
Lecanora bockii (Fr.) Rabenh. = Rimularia gibbosa
Lecanora bohemica (Körber) H.Magn. = Aspicilia recedens
Lecanora caesiosora sensu Poelt = Lecanora pannonica
Lecanora caesiocinerea Nyl. ex Malbr. = Aspicilia caesiocinerea
Lecanora calcarea (L.) Sommerf. = Aspicilia calcarea
Lecanora candida (Anzi) Nyl. = Aspicilia candida
Lecanora castanea (Hepp) Th.Fr. = Bryonora castanea
Lecanora ceracea (Arnold) Stiz. = Hymenelia ceracea
Lecanora chlarona auct. = L. pulicaris
Lecanora chloropolia auct.p.p. = Lecanora impudens
Lecanora chloropolia (Erichsen) Almb. = Loxospora elatina
Lecanora chloropolia f. maculata (Erichsen) Almb. = Lecanora impudens
Lecanora chrysoleuca (Sm.) Ach. = Rhizoplaca chrysoleuca
Lecanora cinerea (L.) Sommerf. = Aspicilia cinerea
Lecanora cinereorufescens (Ach.) Hepp = Bellemerea cinereoruf.
Lecanora coerulea (DC.) Nyl. = Hymenelia coerulea
Lecanora coilocarpa auct. = Lecanora circumborealis
Lecanora complanata Körber = Miriquidica complanata
Lecanora conferta (Duby ex Fr.) Grognot = Lecanora dispersa s.l
Lecanora conizaea (Ach.) Nyl. ex Crombie = Lecanora expallens
Lecanora conizaea auct. = Lecanora strobilina
Lecanora contorta (Hoffm.) Steiner = Aspicilia contorta
Lecanora coronuligera Zahlbr. = Aspicilia coronata
Lecanora degelii Schauer & Brodo = L. cinereofusca
Lecanora deusta (Stenham.) Nyl.= Miriquidica deusta
Lecanora distans (Ach.) Nyl = Lecanora populicola
Lecanora distinguenda Zahlbr. = Aspicilia laevata
Lecanora effusa (Hoffm.) Ach. = Lecanora saligna
Lecanora epibryon v. bryopsora Doppelb. & Poelt = L. epibryon
Lecanora flavida Hepp = Eiglera flavida
Lecanora flavopunctata Tønsberg = Biatora floavopunctata
Lecanora flotowiana Sprengel = Lecanora dispersa
Lecanora foehrensis Erichsen = Lecanora expallens
Lecanora furva H.Magn. = Protoparmelia oleagina
Lecanora gibbosa (Ach.) Nyl. = Aspicilia gibbosa
Lecanora gibbosula H.Magn. = Aspicilia gibbosa
Lecanora gisleri Poelt & Ullrich = Lecanora gisleriana
Lecanora griseolans Zahlbr. = Aspicilia grisea
Lecanora grumosa (Pers.) Du Rietz = Tephromela grumosa
Lecanora heidelbergensis Nyl. = Candelariella aurella f. smaragdula
Lecanora hercynica Poelt & Ullrich = Lecanora subaurea
Lecanora hoffmannii (Ach.) Müll.Arg. = Aspicilia contorta ssp.hoffm.
Lecanora hypopta (Ach.) Vainio = Lecidea hypopta
Lecanora intercedens H.Magn. = Rimularia intercedens
Lecanora intermutans Nyl. = Aspicilia intermutans
Lecanora intricata v. soralifera Suza = Lecanora soralifera
Lecanora intrudens H.Magn. = Miriquidica intrudens
Lecanora lacustris (With.) Nyl. = Hymenelia lacustris
Lecanora laevata (Ach.) Nyl. = Aspicilia laevata

Lecanora laurensii (B.de Lesd.) Croz. = Aspicilia coronata
Lecanora leprosescens Sandst. = Aspicilia leprosescens
Lecanora lundensis (Fr.) Zahlbr. = Aspicilia calcarea
Lecanora lusca Nyl. = Aspicilia laevata
Lecanora mastrucata (Wahlenb.) Ach. = Aspicilia mastrucata
Lecanora migdina auct. = Lecanora salicicola
Lecanora morioides (Blomb. ex Arnold) Blomb. = Clauzadeana maculata
Lecanora mosigiicola (Eitner) Hertel & Rambold = Carbonea distans
Lecanora mutabilis (Ach.) Nyl. = Megaspora verrucosa
Lecanora myrinii (Fr.) Tuck. = Aspicilia myrinii
Lecanora nemoralis Makar. = Lecanora subcarpinea
Lecanora nephaea Sommerf. = Protoparmelia nephaea
Lecanora nephaea auct. = Protoparmelia atriseda
Lecanora obscura H.Magn. = Aspicilia obscura
Lecanora obscurata (Fr.) Nyl. = Aspicilia obscurata
Lecanora obscurella (Sommerf.) Hedl. = Lecanora phaeostigma
Lecanora ossicola Erichsen = Lecanora campestris
Lecanora pallida (Schreber) Rabenh. = Lecanora albella
Lecanora parisiensis Nyl. = Lecanora horiza
Lecanora permutata Zahlbr. = Aspicilia permutata
Lecanora pertusarioides Degel. = Tephromela pertusarioides
Lecanora phaeops (Nyl.) Th.Fr. = Lecidea phaeops
Lecanora picea auct. = Protoparmelia picea
Lecanora pinastri (Schaerer) H.Magn. = Lecanora pulicaris
Lecanora polychroma (Anzi) Nyl. = Aspicilia polychroma
Lecanora prevostii (Duby) Th.Fr. = Hymenelia prevostii
Lecanora radiosa (Hoffm.) Schaerer = Lobothallia radiosa
Lecanora riparia Steiner nom.illeg. = Lecanora muralis ssp. dubyi
Lecanora ripartii sensu Poelt, non Lamy = Lecanora pseudodistera
Lecanora rolleana (Hue) Zahlbr. = Aspicilia rolleana
Lecanora rubina („Vill.") Ach. = Rhizoplaca chrysoleuca
Lecanora rugosella Zahlbr. = Lecanora chlarotera
Lecanora sambucioides H.Magn. = Lecanora sambuci
Lecanora sanguinea (Krempelh.) Migula = Bellemerea sanguinea
Lecanora scrupulosa auct. = spec.div. Lecanora subfusca coll.
Lecanora similis (Massal.) Nyl. = Hymenelia similis
Lecanora soralifera H.Magn. (non (Suza) Räsänen) = Lecanora caesiosora
Lecanora sordida (Pers.) Th.Fr. = Lecanora rupicola
Lecanora subfusca (L.) Ach. = Lecanora allophana
Lecanora subfusca auct. = div. Lecanora-Arten der L. argentata-Gruppe
Lecanora subfuscata H.Magn. = Lecanora argentata
Lecanora subobscura H.Magn. = Aspicilia subobscura
Lecanora subplanata Nyl. = L. rupicola ssp. subplanata
Lecanora subradiosa auct. = Lecanora swartzii
Lecanora subreagens H.Magn. = Aspicilia subreagens
Lecanora supertegens (Arnold) Zahlbr. = Aspicilia supertegens
Lecanora sylvatica (Arnold) Sandst. = Aspicilia laevata
Lecanora symmictiza (Nyl.) Hedl. = Lecanora hypoptella
Lecanora transcendens (Nyl.) Arnold = Lecanora cenisia
Lecanora umbriformis (Nyl.) Grumm. = Rimularia badioatra
Lecanora verrucigera (Hue) Zahlbr. = Aspicilia verrucigera
Lecanora verrucosa (Ach.) Laurer = Megaspora verrucosa
Lecanora verruculosa (Krempelh.) Steiner = Aspicilia verruculosa
Lecanora versicolor (Pers.) Ach. = Lecanora muralis v. versic.
Lecanora viridescens (Massal.) Müll.Arg. = Aspicilia contorta
Lecanora waldrastensis H.Magn. = Aspicilia waldrastensis
Lecidea abdita Erichsen = Micarea prasina
Lecidea aemulans (Arnold) Poelt = Lecidella aemulans
Lecidea aenea (Fr.) Nyl. = Miriquidica garovaglii
Lecidea aeneofusca Flörke = Trapelia aeneofusca
Lecidea aeruginosa Borrer = Trapelia flexuosa
Lecidea aestivalis Ohlert = Vězdaea aestivalis
Lecidea aggregatilis Grumm. = Fuscidea austera
Lecidea aglaea Sommerf. = Tephromela aglaea

Lecidea albilabra auct. = Psora vallesiaca
Lecidea albocaerulescens (Wulfen) Ach. = Porpidia albocaerulescens
Lecidea albosuffusa Th.Fr. = Farnoldia jurana
Lecidea anthracophila Nyl. = Hypocenomyce anthracophila
Lecidea arctica Sommerf. = Lecidea caesioatra
Lecidea armeniaca (DC.) Fr. = Tephromela armeniaca
Lecidea asserculorum auct., non Ach. = Micarea misella
Lecidea assimilis (Körber) Th.Fr. = Carbonea assimilis
Lecidea assimilata v. infuscata Th.Fr. = Micarea incrassata
Lecidea athroocarpa (Ach.) Ach. = Immersaria athroocarpa
Lecidea atrofulva Sommerf. = Miriquidica atrofulva
Lecidea atrofusca (Hepp) Mudd = Mycobilimbia hypnorum
Lecidea atronivea Arnold = Carbonea atronivea
Lecidea atrosanguinea (Flörke) Vainio = Lecidella atrosanguinea
Lecidea atroviridis (Arnold) Th.Fr. = Biatora ocelliformis
Lecidea azurea Krempelh. = Lecidea tesselata var. caesia
Lecidea bauschiana (Körber) Lettau = Micarea bauschiana
Lecidea berengeriana (Massal.) Nyl. = Mycobilimbia berengeriana
Lecidea brujeriana (D.Dietr.) Leighton = Trapelia mooreana
Lecidea caementicola Erichsen = Clauzadea monticola
Lecidea carpathica (Körber) Szat. = Lecidella carpathica
Lecidea cinereoatra Ach. = Porpidia cinereoatra
Lecidea cinereoatra f. subcretacea (Arnold) Stein = Porpidia speirodes
Lecidea cinereorufa Schaerer = Schaereria cinereorufa
Lecidea clavulifera Nyl. = Psilolechia clavulifera
Lecidea coarctata v. obtegens (Th.Fr.) Th.Fr. = Trapelia obtegens
Lecidea coarctata v. ornata (Sommerf.) Nyl. = Trapelia involuta
Lecidea coarctata (Sm.) Nyl. = Trapelia coarctata
Lecidea consentiens Nyl. = Amygdalaria consentiens
Lecidea crustulata (Ach.) Sprengel = Porpidia crustulata
Lecidea cyathoides (Ach.) Ach. = Fuscidea cyathoides
Lecidea cyclisca (Massal.) Malbr. = Clauzadea cyclisca
Lecidea decipiens (Hedwig) Ach. = Psora decipiens
Lecidea declivitatum Erichsen = Micarea prasina
Lecidea demissa (Rutstr.) Ach. = Lecidoma demissum
Lecidea deustata Zahlbr. = Miriquidica deusta
Lecidea dicksonii auct. = Tremolecia atrata
Lecidea distans Krempelh. = Carbonea distans
Lecidea efflorescens (Hedl.) Erichsen = Biatora epixanthoidiza
Lecidea elabens Fr. = Pyrrhospora elabens
Lecidea elaeochroma (Ach.) Ach. = Lecidella elaeochroma
Lecidea elata Schaerer = Lecanora marginata
Lecidea endolithea Lynge = Lecidella inamoena
Lecidea epixanthoidiza Nyl. = Biatora epixanthoidiza
Lecidea epixanthoidiza auct. = Biatora chrysantha
Lecidea epizanthoidiza Nyl. = Biatora epixanthoidiza
Lecidea epizanthoidiza auct. = Biatora chrysantha
Lecidea erratica Körber = Micarea erratica
Lecidea euphorea (Flörke) Nyl. = Lecidella elaeochroma
Lecidea fallax (Hepp) Lindsay = Biatora fallax
Lecidea femerensis Erichsen = Lecidella stigmatea
Lecidea fissuriseda Poelt = Mycobilimbia fissuriseda
Lecidea flexuosa (Fr.) Nyl. = Trapelia flexuosa
Lecidea formosa Bagl. & Car. = Lecidella bullata
Lecidea friesii (Ach.) P.James & G.Schneider = Hypocenomyce friesii
Lecidea furvella Nyl. ex Mudd = Rimularia furvella
Lecidea fuscocinerea Nyl. = Schaereria fuscocinerea
Lecidea fuscocinerea auct. = Rimularia gyrizans
Lecidea garovaglii Schaerer = Miriquidica garovaglii
Lecidea gelatinosa Flörke = Trapelia gelatinosa
Lecidea geophana Nyl. = Steinia geophana
Lecidea glaucophaea Körber = Porpidia glaucophaea
Lecidea globifera Ach. = Psora globifera
Lecidea glomerulosa (DC.) Steudel = Lecidella elaeochroma

Lecidea goniophila auct. = Lecidella anomaloides
Lecidea granulosa (Hoffm.) Ach. = Trapelia granulosa
Lecidea griseoatra (Flotow) Schaerer = Miriquidica griseoatra
Lecidea gyrophorica Tønsberg = Biatora chrysantha
Lecidea helvola (Körber ex Hellbom) Hedl. = Biatora helvola
Lecidea holsatica Erichsen = Micarea lithinella
Lecidea humida (Kullhem) Th.Fr. = Moelleropsis humida
Lecidea humosa (Hoffm.) Leighton = Saccomorpha uliginosa
Lecidea humosa auct.p.p. = Saccomorpha icmalea
Lecidea hydrophila Fr. = Porpidia hydrophila
Lecidea hypnorum Libert = Mycobilimbia hypnorum
Lecidea hypocrita Massal. = Farnoldia hypocrita
Lecidea hypocrita Massal. v. ligans (Nyl.) Hertel = Farnoldia hypocrita
Lecidea immersa (Hoffm.) Ach. = Clauzadea immersa
Lecidea impavida Th.Fr. = Rimularia impavida
Lecidea infidula Nyl. = Micarea bauschiana
Lecidea insularis Nyl. = Rimularia insularis
Lecidea intumescens (Flotow) Nyl. = Rimularia insularis
Lecidea jurana Schaerer = Farnoldia jurana
Lecidea kochiana Hepp = Fuscidea kochiana
Lecidea lactea Flörke ex Schaerer = L. lapicida v. pantherina
Lecidea lacteola Nyl. = Carbonea latypizodes
Lecidea latypea auct. = Lecidella carpathica
Lecidea latypizodes Nyl. = Carbonea latypizodes
Lecidea lauenburgensis Erichsen = Micarea lithinella
Lecidea leucitica (Schaerer) Arnold = Lecidea confluens
Lecidea leucophaea (Flörke ex Rabenh.) Nyl. = Miriquidica leucoph.
Lecidea ligans Nyl. = Farnoldia hypocrita
Lecidea lightfootii (Sm.) Ach. = Fuscidea lightfootii
Lecidea lipseri Klement = Lecidea variegatula
Lecidea lithinella Nyl. = Micarea lithinella
Lecidea lithospersa Zahlbr. = Farnoldia hypocrita
Lecidea lopadioides (Th.Fr.) Grumm. = Trapelia mooreana
Lecidea lucida (Ach.) Ach. = Psilolechia lucida
Lecidea lulensis (Hellbom) Stizenb. = Miriquidica lulensis
Lecidea luteoatra Nyl. = Lecanora viridiatra
Lecidea lygaea Ach. = Fuscidea lygaea
Lecidea macrocarpa (DC.) Steudel = Porpidia macrocarpa
Lecidea macrocarpa v. superba (Körber) Th.Fr. = Porpidia superba
Lecidea marginata Schaerer = Lecanora marginata
Lecidea meiospora (Nyl.) Nyl. = Porpidia cinereoatra
Lecidea melinodes auct.p.p. = Hymenelia ochrolemma
Lecidea melinodes (Körber) H.Magn. = Porpidia melinodes
Lecidea metzleri (Körber) Th.Fr. = Clauzadea metzleri
Lecidea micropsis Massal. = Farnoldia micropsis
Lecidea microsporella Lettau = Lecidea variegatula
Lecidea misella Nyl. = Micarea misella
Lecidea mollis (Wahlenb.) Nyl. = Fuscidea mollis
Lecidea monticola Schaerer = Clauzadea monticola
Lecidea mosigii (Körber) Anzi = Orphniospora mosigii
Lecidea musiva Körber = Porpidia musiva
Lecidea nigroleprosa (Vainio) H.Magn. = Miriquidica nigroleprosa
Lecidea obscurissima Nyl. = Orphniospora mosigii
Lecidea obstans Nyl. = Farnoldia dissipabilis
Lecidea obtegens Th.Fr. = Trapelia obtegens
Lecidea ocelliformis Nyl. = Biatora ocelliformis
Lecidea oligotropha Laundon = Saccomorpha oligotropha
Lecidea olivacea (Hoffm.) Massal. = Lecidella elaeochroma
Lecidea opaca Duf. ex Fr. = Placolecis opaca
Lecidea ornata (Sommerf.) Hue = Trapelia involuta
Lecidea orosthea (Ach.) Ach. = Lecanora orosthea
Lecidea panaeola (Ach.) Ach. = Amygdalaria panaeola
Lecidea pantherina (Ach.) Th.Fr. = Lecidea lapicida v. pantherina
Lecidea parasemella Nyl. = Hafellnera parasemella

Lecidea patavina Massal. = Lecidella patavina
Lecidea pilati (Hepp) Körber = Adelolecia pilati
Lecidea platycarpa Ach. = Porpidia macrocarpa
Lecidea portensis Nádv. = Lecidella patavina
Lecidea praeruptorum Du Rietz & H.Magn. = Fuscidea praeruptorum
Lecidea pulveracea Flörke sec. Th.Fr. = Lecidella pulveracea
Lecidea puncta (Massal.) Jatta = Phaeopyxis punctum
Lecidea quernea (Dickson) Ach. = Pyrrhospora quernea
Lecidea ramulicola H.Magn. = Lecanora cadubriae
Lecidea rhaetica Hepp ex Th.Fr. = Farnoldia micropsis
Lecidea rhaetica v. micropsis (Massal.) DT. & Sarnth. = Farnoldia micropsis
Lecidea rhododendri (Arnold) Zahlbr. = Biatora rhododendri
Lecidea rivulosa Ach. = Fuscidea cyathoides
Lecidea rolleana H.Magn. = Lecidella patavina
Lecidea sanguineoatra (Wulfen) Ach. = Mycobilimbia sanguineoatra
Lecidea sapinea sensu Vainio = Lecidea gibberosa sensu Th.Fr.
Lecidea scabra Taylor = Lecidella scabra
Lecidea scalaris (Ach.ex Lilj.) Ach. = Hypocenomyce scalaris
Lecidea scotina (Körber) Arnold = Toninia pennina
Lecidea segrex Erichsen = Lecidea polycarpella
Lecidea sorediza Nyl. = Porpidia tuberculosa
Lecidea soredizodes (Lamy ex Nyl.) Sandst. = Porpidia soredizodes
Lecidea speirea (Ach.) Ach. = Porpidia speirea
Lecidea speirea f. trullisata (Krempelh.) Stein = Porpidia trullisata
Lecidea stigmatea Ach. = Lecidella stigmatea
Lecidea subincongrua Nyl. = Lecidella asema
Lecidea sublutescens Nyl. = Farnoldia dissipabilis
Lecidea subplumbea Anzi = ?Miriquidica griseoatra
Lecidea subrhaetica Arnold ex Lettau = Farnoldia similigena
Lecidea subtumidula Nyl. = Cephalophysis leucospila
Lecidea subvorticosa Nyl. = Farnoldia jurana
Lecidea sulphurea (Hoffm.) Wahlenb. = Lecanora sulphurea
Lecidea sylvicola Flotow = Micarea sylvicola
Lecidea symmicta (Ach.) Ach. = Lecanora symmicta
Lecidea templetonii Taylor = Mycobilimbia hypnorum
Lecidea tenebrosa Flotow = Schaereria fuscocinerea
Lecidea testacea (Hoffm.) Ach. = Psora testacea
Lecidea theiodes Sommerf. = Lecidea lapicida v. pantherina
Lecidea tornoensis Nyl. = Japewia tornoensis
Lecidea trabicola Erichsen = Lecidea fuscoatra
Lecidea transitoria Arnold = Melanolecia transitoria
Lecidea trochodes (Leighton) Crombie = Rimularia limborina
Lecidea tuberculata Sommerf. = Micarea tuberculata
Lecidea tumida Massal. = Porpidia tuberculosa
Lecidea turfosa (Massal.) Jatta = Micarea turfosa
Lecidea turgida (Ach.) D.Dietr. = Stenhammarella turgida
Lecidea uliginosa (Schrader) Ach. = Saccomorpha uliginosa
Lecidea ultima Th.Fr. = Cephalophysis leucospila
Lecidea umbonella Nyl. = Cecidonia umbonella
Lecidea umbriformis Nyl. = Rimularia badioatra
Lecidea vainioi H.Magn. = Micarea sylvicola
Lecidea valentior Nyl. = Lecidea ahlesii
Lecidea vernalis (L.) Ach. = Biatora vernalis
Lecidea viridans (Flotow) Lamy = Lecidella viridans
Lecidea viridescens (Schrader) Ach. = Trapelia viridescens
Lecidea vitellinaria Nyl. = Carbonea vitellinaria
Lecidea vorticosa (Flörke) Körber = Carbonea vorticosa
Lecidea vulgata Zahlbr. = Lecidella stigmatea
Lecidea wallrothii Flörke ex Sprengel = Trapelia wallrothii
Lecidea wulfeniana Grumm. = Lecidella wulfenii
Lecidea xanthococca Sommerf.* = Hypocenomyce sorophora + praestabilis
Lecidea ypocrita Massal. = Farnoldia hypocrita
Lecidella achristotera (Nyl.) Herteil & Leuckert = Lecidella elaeochroma
Lecidella effugiens (B.Nilson) Knoph & Hertel = Lecidella asema

Lecidella elaeochromoides (Nyl.) Knoph & Hertel = L. asema
Lecidella euphorea (Flörke) Hertel = Lecidella elaeochroma
Lecidella inamoena (Müll.Arg.) Hertel = Lecidella patavina
Lecidella lacteola (Nyl.)Hertel & Leuck. = Carbonea latypizodes
Lecidella spitzbergensis (Lynge) Hertel & Leuck. = L. patavina
Lecidella subincongrua (Nyl.) Hertel & Leuck. = L. asema
Leciographa zwackhii Massal. = Opegrapha zwackhii
Lempholemma chalazanodes (Nyl.) Zahlbr. = Lempholemma polyanthes
Lempholemma fasciculare (Wulfen) Zahlbr. = Lemph. polyanthes
Lempholemma muelleri (Hepp) Zahlbr. = Lempholemma polyanthes
Lempholemma myriococcum (Ach.) Th.Fr. = Lempholemma polyanthes
Lepidoma demissum (Rutstr.) Choisy = Lecidoma demissum
Lepraria aeruginosa auct. = Lepraria incana + lobificans
Lepraria candelaris (L.) Th.Fr. = Chrysothrix candelaris
Lepraria chlorina (Ach.) Ach. = Chrysothrix chlorina
Lepraria crassissima auct. = Lepraria nivalis
Lepraria decolorans (Turner & Borrer) Almb. = Schismatomma dec.
Lepraria latebrarum (Ach.) Ach. ex Sm. = Lecanactis latebrarum
Lepraria membranacea auct. = Leproloma membranaceum
Leproloma angardianum (Övstedal) Laundon = Leproloma cacuminum
Leproplaca chrysodeta (Vainio ex Räsänen) Laundon = Caloplaca chr.
Leproplaca xantholyta (Nyl.) Hue = Caloplaca xantholyta
Leptogidium dendriscum (Nyl.) Nyl. = Polychidium dendriscum
Leptogium cataclystum (Körber) Harm.* = Leptogium plicatile
Leptogium cataclystum v. fluctuans (Krempelh.) Zahlbr. = Leptogium plicatile
Leptogium minutissimum auct. = Leptogium intermedium
Leptogium minutissimum (Flörke) Fr. = Leptogium subtile
Leptogium palmatum (Hudson) Mont. = Leptogium corniculatum
Leptogium pusillum Nyl. = Leptogium biatorinum
Leptogium scotinum (Ach.) Fr. = Leptogium gelatinosum
Leptogium sinuatum (Hudson) Massal. = Leptogium gelatinosum
Leptogium tremelloides auct. = Leptogium cyanescens
Leptorhaphis aggregatus Eitner = Cresporhaphis muelleri
Leptorhaphis parameca f. amygdali (Massal.) Keissler = L. amygdali
Leptorhaphis quercus auct. = Cresporhaphis macrosp., L. maggiana
Leptorhaphis tremulae auct. = Leptorhaphis atomaria
Leptorhaphis wienkampii Lahm ex Hazsl. = Cresporhaphis wienk.
Leptorhaphis wolbecensis Lahm = Rhaphidicyrtis trichosporella
Letharia divaricata (L.) Hue = Evernia divaricata
Letharia mesomorpha (Nyl.) Du Rietz = Evernia mesomorpha
Lichenomyces lichenum (Sommerf.) R.Sant. = Plectocarpon lichenum
Lithographa flexella (Ach.) Zahlbr. = Ptychographa flexella
Lobaria laetevirens Zahlbr. = Lobaria virens
Lobaria verrucosa (Hudson) Hoffm. = Lobaria scrobiculata
Lopadium cacuminum H.Magn. = Gyalidea lecideopsis
Lopadium fecundum Th.Fr. = Schadonia fecunda
Massalongia rabenhorstiana Gyelnik = Pannaria saubinetii
Melanelia Essl. = Parmelia p.p.
Melanelia disjuncta (Erichsen) Essl. = Parmelia disjuncta
Melanelia elegantula (Zahlbr.) Essl. = Parmelia elegantula
Melanelia exasperata (De Not) Essl. = Parmelia exasperata
Melanelia exasperatula (Nyl.) Essl. = Parmelia exasperatula
Melanelia glabra (Schaerer) Essl. = Parmelia glabra
Melanelia glabratula (Lamy) Essl. = Parmelia glabratula
Melanelia laciniatula (Flagey ex Oliv.) Essl. = Parmelia lacin.
Melanelia olivacea (L.) Essl. = Parmelia olivacea
Melanelia panniformis (Nyl.) Essl. = Parmelia panniformis
Melanelia septentrionalis (Lynge) Essl. = Parmelia septentrion.
Melanelia sorediata (Ach.) Goward & Ahti = Parmelia sorediata
Melanelia sorediosa (Almb.) Essl. = Parmelia sorediata
Melanelia stygia (L.) Essl. = Parmelia stygia
Melanelia subargentifera (Nyl.) Essl. = Parmelia subargentifera
Melanelia subaurifera (Nyl.) Essl. = Parmelia subaurifera
Melanolecia jurana (Schaerer) Hertel = Farnoldia jurana

Melanolecia micropsis (Massal.) Hertel = Farnoldia micropsis
Melanolecia transitoria (Arnold) Hertel
Melanotheca diffusa Leighton = Tomasiella diffusa
Melaspilea arthonioides (Fée) Nyl. = Melaspilea urceolata
Melaspilea subarenacea J.Nowak & Kiszka = Melasp. granitophila
Menegazzia pertusa (Schrank) Stein = Menegazzia terebrata
Micarea hemipoliella (Nyl.) Vězda = Micarea denigrata
Micarea intrusa (Th.Fr.) Coppins & Kilias = Carbonea intrusa
Micarea violacea (Crouan ex Nyl.) Hedl. = Micarea peliocarpa
Microcalicium subpedicellatum (Schaerer) Tibell = Microcalicium disseminatum
Microglaena Körber → Chromatochlamys, Leucocarpia, Protothelenella, Thelenella,
Microglaena biatorella Arnold = Leucocarpia biatorella
Microglaena corrosa (Körber) Arnold = Protothelenella corrosa
Microglaena modesta (Nyl.) A.L.Sm. = Thelenella modesta
Microglaena muscorum (Fr.) Th.Fr. = Chromatochlamys muscorum
Microglaena reducta (Th.Fr.) Hellbom = Protothelenella sphinctrinoidella
Microglaena sphinctrinoidella (Nyl.) Arnold = Protothelenella sphinctrinoidella
Microglaena sphinctrinoides (Nyl.) Lönnr. = Protothelenella sp.
Microthelia aterrima (Krempelh. ex Anzi) Zahlbr. = Lichenothelia scopularia
Microthelia atomaria auct. = Mycomicrothelia melanospora
Microthelia betulina Lahm ex Körber = Mycomicrothelia wallrothii
Microthelia macularis Massal. = Mycomicrothelia macularis
Microthelia marmorata (Krempelh.) Hepp = Polycoccum marmoratum
Microthelia micula auct. = Peridiothelia fuliguncta
Microthelia micula f. megaspora (Nyl.) Eitner = Peridiothelia grandiuscula
Microthelia pachnea Körber = Mycomicrothelia pachnea
Microthelia wallrothii (Hepp) Rehm = Mycomicrothelia wallrothii
Mosigia Fr. ex Massal. = Rimularia
Mosigia gibbosa (Ach.) Fr. ex Massal. = Rimularia gibbosa
Mosigia intercedens (H. Magn.) R.Sant. = Rimularia intercedens
Mycobilimbia obscurata (Sommerf.) Rehm = Mycobilimbia tetramera
Mycoblastus sanguinarius v. alpinus (Fr.) Stein = Mycobl. alpinus
Mycoblastus sterilis Coppins & P.James = Mycoblastus fucatus
Mycocalicium parietinum (Schaerer) D.Hawksw. = M. subtile
Mycomicrothelia atomaria auct. = Mycomicrothelia melanospora
Mycomicrothelia micula Körber = Peridothelia fuliguncta
Mycopyrenula Vainio = Pyrenula p.p.
Mycopyrenula coryli (Massal.) Vainio = Pyrenula coryli
Neofuscelia Essl. = Parmelia p.p.
Neofuscelia delisei (Duby) Essl. = Parmelia pulla v. delisei
Neofuscelia loxodes (Nyl.) Essl. = Parmelia loxodes
Neofuscelia pulla (Ach.) Essl. = Parmelia pulla
Neofuscelia verruculifera (Nyl.) Essl. = Parmelia verruculifera
Nephromopsis laureri (Krempelh.) Kurokawa = Cetraria laureri
Nesolechia oxyspora (Tul.) Massal. = Phacopsis oxyspora
Normandina erichsenii (Keissler) Aptroot = Lauderlindsaya acro.
Normandina jungermanniae Nyl. = Normandina pulchella
Ochrolechia anomala (Harm.) Vers. = Ochrolechia pallescens
Ochrolechia geminipara (Th.Fr.) Vainio = Pertusaria geminipara
Ochrolechia lactea (L.) Haf. & Matzer = Pertusaria lactea
Omphalina ericetorum (Fr.) M.Lange = Omphalina umbellifera
Omphalina luteolilacina (Favre) Henderson = Omphal. hudsoniana
Omphalina luteovitellina (Pilat & Nannf.) M.Lange = Omphal. alpina
Opegrapha atricolor Stirton = Opegrapha ochrocheila
Opegrapha centrifuga Massal. = Opegrapha rupestris
Opegrapha chevallieri Leighton = Opegrapha calcarea
Opegrapha cinerea Chev. = Opegrapha vulgata v. vulgata
Opegrapha danica Erichsen = Opegrapha vulgata
Opegrapha devulgata Nyl. = Opegrapha vulgata v. vulgata
Opegrapha diaphora (Ach.) Ach. = Opegrapha varia v. varia
Opegrapha dubia auct. = Opegrapha vulgata v. subsiderella
Opegrapha fuscella (Fr.) Almb. = Opegrapha vermicellifera
Opegrapha grumulosa Duf. = Lecanactis grumulosa
Opegrapha hapaleoides Nyl.* = Opegrapha vermicellifera

Opegrapha herbarum Mont. = Opegrapha varia var. herbarum
Opegrapha herpetica (Ach.) Ach. = Opegrapha rufescens
Opegrapha horistica (Leighton) Stein = Enterographa zonata
Opegrapha illecebrosa Dufour = Lecanactis amylacea
Opegrapha lichenoides Pers. = Opegrapha varia v. varia
Opegrapha lyncea (Sm.) Borrer = Lecanactis lyncea
Opegrapha mougeotii Massal. = ?Opegrapha varia v. varia
Opegrapha niveoatra (Borrer) Laundon = O. vulgata v. subsiderella
Opegrapha parasitica (Massal.) Vězda = Opegrapha rupestris
Opegrapha personii (Ach.) Ach. = Opegrapha rupestris
Opegrapha pulicaris auct. = Opegrapha varia v. varia
Opegrapha rimalis Pers. = Opegrapha varia
Opegrapha rubescens Sandst. = Opegrapha ochrocheila
Opegrapha saxatilis DC. = Opegrapha rupestris
Opegrapha saxicola Ach. = Opegrapha rupestris
Opegrapha saxicola auct. = Opegrapha dolomitica
Opegrapha saxicola f. dolomitica (Arnold) Arnold = Opegrapha dolomitica
Opegrapha subsiderella (Nyl.) Arnold = Opegrapha vulgata v. subs.
Opegrapha taxicola Leighton = Opegrapha prosodea
Opegrapha trifurcata Hepp ex Müll.Arg. = ?Opegrapha calcarea
Opegrapha umbrosa Behr = Enterographa hutchinsiae
Opegrapha varia v. lichenoides (Pers.) Massal. = v. varia
Opegrapha zonata Körber = Enterographa zonata
Orphniospora atrata (Sm.) Poelt = Orphniospora moriopsis
Pachyospora Massal. = Aspicilia
Pachyphiale arbuti (Bagl.) Arnold = ?Pachyphiale carneola
Pachyphiale cornea (With.) Poetsch = Pachyphiale carneola
Pannaria austriaca Zahlbr. = Pannaria leucophaea
Pannaria nebulosa (Hoffm.) Nyl. = Moelleropsis nebulosa
Pannaria pityrea sensu Degel. = Pannaria conoplea
Parmelia alpicola Th.Fr. = Allantoparmelia alpicola
Parmelia andreana Müll.Arg. = Parmelia flaventior
Parmelia arnoldii Du Rietz = Parmotrema arnoldii
Parmelia aspera Massal. = Parmelia exasperata
Parmelia aspidota (Ach.) Poetsch = Parmelia exasperata
Parmelia austerodes Nyl. = Hypogymnia austerodes
Parmelia bitteriana Zahlbr. = Hypogymnia farinacea
Parmelia borreri auct. = Parmelia subrudecta
Parmelia carporrhizans Taylor = Parmelia quercina v. carporrhizans
Parmelia cetrarioides (Delise ex Duby) Nyl. = Cetrelia cetrarioides
Parmelia coniocarpa Laurer = Parmotrema chinense
Parmelia contorta Bory = Parmelia submontana
Parmelia crinita Ach. = Parmotrema crinitum
Parmelia delisei (Duby) Nyl. = Parmelia pulla v. delisei
Parmelia dubia (Wulfen) Schaerer = Parmelia subrudecta
Parmelia encausta (Sm.) Nyl. = Brodoa intestiniformis
Parmelia fuliginosa (Fr.) Nyl. = Parmelia glabratula
Parmelia furfuracea (L.) Ach. = Pseudevernia furfuracea
Parmelia glabratula ssp. fuliginosa (Fr. ex Duby) Laundon = Parmelia glabratula
Parmelia glomellifera (Nyl.) Nyl. = Parmelia verruculifera
Parmelia hypoclysta (Nyl.) Klement = Parmelia somloensis
Parmelia intestiniformis (Vill.) Ach. = Brodoa intestiniformis
Parmelia isidiotyla Nyl. = Parmelia loxodes
Parmelia kernstockii (Lynge) Zahlbr. = Parmelia flaventior
Parmelia maxima Hue = Parmelia stuppea
Parmelia minuscula (Arnold) Nyl. = Pseudephebe minuscula
Parmelia molliuscula auct. = Parmelia somloensis
Parmelia obscurata (Ach.) Bitter = Hypogymnia bitteri
Parmelia olivetorum Nyl. = Cetrelia olivetorum
Parmelia perlata (Hudson) Vainio = Parmotrema chinense
Parmelia pertusa (Schrank) Schaerer = Menegazzia terebrata
Parmelia physodes (L.) Ach. = Hypogymnia physodes
Parmelia pokornyi (Körber) Szat. = Parmelia pulla v. pokornyi
Parmelia prolixa (Ach.) Carroll = Parmelia pulla

Parmelia pubescens (L.) Vainio = Pseudephebe pubescens
Parmelia scortea Ach. = Parmelia tiliacea
Parmelia sorediosa Almb. = Parmelia sorediata
Parmelia stenophylla auct. = Parmelia somloensis
Parmelia stuppea Taylor = Parmotrema stuppeum
Parmelia taractica auct. = Parmelia somloensis
Parmelia tiliacea v. pastillifera (Harm.) Grumm. = P. pastillifera
Parmelia trichotera Hue = Parmotrema chinense
Parmelia tubulosa (Schaerer) Bitter = Hypogymnia tubulosa
Parmelia verruculifera auct. = Parmelia subargentifera
Parmelia vittata (Ach.) Nyl. = Hypogymnia vittata
Parmeliella corallinoides auct. = Parmeliella triptophylla
Parmeliella lepidiota (Sommerf.) Vainio = Pannaria praetermissa
Parmeliella microphylla „(Sw.)"Müll.Arg. = Pannaria leucophaea
Parmeliella plumbea (Lightf.) Vainio = Degelia plumbea
Parmeliella praetermissa (Nyl.) P.James = Pannaria praetermissa
Parmeliella saubinetii (Mont.) Zahlbr. = Pannaria saubinetii
Parmelina Hale = Parmelia p.p.
Parmelina carporrhizans (Taylor) Poelt & Vězda = Parmelia quercina v. carporrhizans
Parmelina pastillifera (Harm.) Hale = Parmelia pastillifera
Parmelina quercina (Willd.) Hale = Parmelia quercina
Parmelina tiliacea (Hoffm.) Hale = Parmelia tiliacea
Parmeliopsis aleurites (Ach.) Nyl. = Imshaugia aleurites
Parmotrema reticulatum (Flagey) Choisy = Parmelia reticulata
Peltigera erumpens (Taylor) Vainio = Peltigera didactyla
Peltigera lactucifolia auct. = Peltigera hymenina
Peltigera leptoderma auct. = Peltigera didactyla
Peltigera nitens (Anders) Gyelnik = Peltigera degenii
Peltigera polydactyla f. hymenina (Ach.) Flotow = P. hymenina
Peltigera scutata (Dickson) Duby = Peltigera collina
Peltigera spuria (Ach.) DC. = Peltigera didactyla
Peltigera subcanina Gyelnik = Peltigera praetextata
Peltigera zopfii Gyelnik = Peltigera horizontalis
Pertusaria areolata (Ach.) Massal. = ?Pertusaria pertusa
Pertusaria chionea DC. = Pertusaria areolata
Pertusaria chloropolia Erichsen = Loxospora elatina
Pertusaria colliculosa Körber = Pertusaria pertusa v. leiotera
Pertusaria dealbescens Erichsen = Pertusaria aspergilla
Pertusaria freyi Erichsen = Megaspora verrucosa
Pertusaria globulifera (Turner) Massal. = Pertusaria albescens
Pertusaria henrici Erichsen = Pertusaria albescens
Pertusaria inaequalis Erichsen = Ochrolechia subviridis
Pertusaria inopinata Erichsen = ?Pertusaria excludens
Pertusaria inquinata (Ach.) Th.Fr. = Pertusaria chiodectonoides
Pertusaria jurana v. grisea Erichsen = Ochrolechia microstictoides
Pertusaria laevigata (Nyl.) Arnold = Pertusaria trachythallina
Pertusaria leioterella Erichsen = Pertusaria pertusa
Pertusaria leprarioides auct. = Ochrolechia turneri
Pertusaria leptospora Nitschke ex Lahm = Pertusaria multipuncta
Pertusaria leucosora auct. = Pertusaria aspergilla
Pertusaria leucostoma Massal. = Pertusaria leioplaca
Pertusaria lutescens (Hoffm.) Lamy = Pertusaria flavida
Pertusaria maculata Erichsen = Lecanora impudens
Pertusaria nolens Nyl. = Pertusaria chiodectonoides
Pertusaria phymatodes (Ach.) Erichsen = Pertusaria coccodes
Pertusaria pertusa v. leiotera (Nyl.) Zahlbr. = Pertusaria pertusa
Pertusaria pertusa v. rupestris (DC.) DT. & Sarnth. = Pertusaria pertusa
Pertusaria protuberans (Th.Fr.) Th.Fr. = Pertusaria carneopallida
Pertusaria rupestris (DC.) Schaerer = Pertusaria pertusa
Pertusaria slesvicensis Erichsen = Pertusaria amara
Pertusaria sordidogrisea Erichsen = ?Ochrolechia arborea
Pertusaria subdubia Nyl. = Pertusaria corallina
Pertusaria tuberculata (Erichsen) Erichsen = P. albescens f. tub.
Pertusaria tumidula Erichsen = Ochrolechia androgyna

Pertusaria wulfenii DC. = Pertusaria hymenea
Phacopsis ericetorum (Flotow ex Körber) Vouaux = Gelatinopsis ericetorum
Phaeographis ramificans (Nyl.) Lettau = Graphis elegans
Phaeospora granulosae Arnold = Pyrenidium actinellum
Phaeospora hetairizans (Leighton) Arnold = Pyrenidium hetairizans
Phaeospora peregrina (Flotow) Arnold = Merismatium peregrinum
Phlyctis erythrosora Erichsen = Phlyctis argena
Phoma uncialicola (Zopf) Vouaux = Bachmanniomyces uncialicola
Physcia adglutinata (Flörke) Nyl. = Hyperphyscia adglutinata
Physcia astroidea (Clem.) Nyl. = Physcia clementei
Physcia caesiella (B.de Lesd.) Suza = Physcia wainioi
Physcia caesitia Nyl.= Physcia dubia
Physcia cernohorskyi Nádv. = Phaeophyscia cernohorskyi
Physcia ciliata (Hoffm.) Du Rietz = Phaeophyscia ciliata
Physcia constipata Norrlin ex Nyl. = Phaeophyscia constipata
Physcia detersa (Nyl.) Nyl. = Physconia detersa
Physcia elaeina auct. = Hyperphyscia adglutinata
Physcia endococcina (Körber) Th.Fr. = Phaeophyscia endococcina
Physcia endophoenicea (Harm.) Santha = Phaeophyscia endophoenicea
Physcia enteroxantha Nyl. = Physconia enteroxantha
Physcia farrea auct. = Physconia perisidiosa
Physcia grisea (Lam.) Zahlbr. = Physconia grisea
Physcia hirsuta Mereschk. = Phaeophyscia hirsuta
Physcia hueana (Harm.) Klement = Phaeophyscia orbicularis
Physcia leptalea (Ach.) DC. = Physcia semipinnata
Physcia leucoleiptes sensu Lettau = Physconia enteroxantha
Physcia leucoleiptes (Tuck.) Lettau = Physconia detersa
Physcia lithothodes Nyl. = Phaeophyscia endococcina
Physcia luganensis Mereschk. = Phaeophyscia chloantha
Physcia muscigena (Ach.) Nyl. = Physconia muscigena
Physcia nigricans (Flörke) Stizenb. = Phaeophyscia nigricans
Physcia obscura auct. = Phaeophyscia ciliata
Physcia orbicularis (Necker) Poetsch = Phaeophyscia orbicularis
Physcia pragensis Mereschk. = Phaeophyscia chloantha
Physcia pulverulenta auct. = Physconia distorta
Physcia sciastra (Ach.) Du Rietz = Phaeophyscia sciastra
Physcia strigosa Poelt & Busch. = Phaeophyscia strigosa
Physcia subalbinea Nyl. = Physcia caesia
Physcia subobscura (Nyl.) Nyl. = Physcia tenella var. marina
Physcia teretiuscula (Ach.) Lynge = Physcia dubia
Physciopsis adglutinata (Flörke) Choisy = Hyperphyscia adglutinata
Physconia farrea auct. = Physconia perisidiosa
Physconia pulverulacea Moberg = Physconia distorta
Physconia pulverulenta („Hoffm.") Poelt = Physconia distorta
Phytoconis Bory → Omphalina
Pilophoron cereolus → Pilophorus cereolus
Pinacisca similis Massal. = Hymenelia similis
Placidiopsis custnani (Massal.) Körber = Placid. cartilaginea
Placidiopsis muelleri Servít = Verrucaria muelleri
Placidiopsis tatrensis Vězda = Placopyrenium tatrense
Placynthium adglutinatum (Anzi) Trevisan = Placynthium flabellosum
Placynthium aspratile (Ach.) Henssen = Placynthium asperellum
Placynthium caesitium (Nyl.) Hue = Placynthium garovaglii
Placynthium caesium auct. = Placynthium garovaglii
Placynthium dolichoterum (Nyl.) Trevisan = Placynth. pluriseptatum
Placynthium tantaleum (Hepp) Hue = P.nigrum v. tantaleum
Placynthium tremniacum (Massal.) Jatta = ?Placynthium nigrum
Pleurosticta Petrak = Parmelia p.p.
Pleurosticta acetabulum (Necker) Elix & Lumbsch = Parmelia ac.
Polyblastia amota Arnold = Polyblastia albida
Polyblastia anceps (Krempelh.) Servít = Verrucaria anceps
Polyblastia anziana (Garov.) Servít = Verrucaria anziana
Polyblastia bavarica (DT.& Sarnth.) Zsch. = Polyblastia sepulta
Polyblastia calcivora (Lojka) de Croz. = Polyblastia sepulta

Polyblastia discrepans Lahm = Merismatium discrepans
Polyblastia henscheliana (Körber) Lönnr. = Polyblastia cruenta
Polyblastia intercedens (Nyl.) Lönnr. = Polyblastia cupularis
Polyblastia obsoleta Arnold = Polyblastia albida
Polyblastia pallescens Anzi = Polyblastia cupularis
Polyblastia papularis (Fr.) Servít = Thelidium papulare
Polyblastia quinqueseptata (Hepp) Zsch. = ?Polyblastia sepulta
Polyblastia sphinctrina (Duf.) Servít = Verrucaria sphinctr.
Polyblastiopsis acuminans (Nyl.) Lettau = Mycoglaena acuminans
Polyblastiopsis fallaciosa (Arnold) Zahlbr. = Julella fallaciosa
Polyblastiopsis lactea (Massal.) Zahlbr. = Julella lactea
Polycoccum galligenum Vězda = Polycoccum pulvinatum
Polysporina dubia (H.Magn.) Vězda = Polysporina lapponica
Porina affinis (Massal.) Zahlbr. = Strigula affinis
Porina carpinea (Pers. ex Ach.) Zahlbr. = Porina aenea
Porina faginea (Schaerer) Arnold = Strigula stigmatella
Porina glabra (Massal.) Zahlbr. = Strigula glabra
Porina leptospora (Nyl.) A.L.Sm. = Porina borreri
Porina olivacea auct. = Porina borreri
Porina septemseptata (Hepp ex Zwackh) Swinscow = Porina ahlesiana
Porocyphus areolatus (Flotow) Körber = Porocyphus coccodes
Porocyphus byssoides Hepp = Porocyphus rehmicus
Porocyphus cataractarum Körber = Porocyphus coccodes
Porocyphus dispersus E.Dahl = Thelignya lignyota
Porocyphus furfurellus (Nyl.) Forss. = Porocyphus coccodes
Porocyphus ocellatus (Th.Fr.) Henssen = Thelignya lignyota
Porocyphus riparius (Arnold) Körber = Porocyphus rehmicus
Porpidia athroocarpa (Ach.) Hertel & Rambold = Immersaria athrooc.
Porpidia flavocaerulescens (Hornem.) Hertel & Schwab = Porpidia flavicunda
Porpidia nigrocruenta (Anzi) = Porpidia macrocarpa
Porpidia pseudomelinodes Schwab = Hymenelia ochrolemma
Protobagliettoa grummanni (Servít) Servít = Verrucaria limbor.
Protobagliettoa parmigera (Steiner) Servít = Bagliettoa parmig.
Protobagliettoa steineri (Kusan) Steiner = Bagliettoa steineri
Protoblastenia chondrodes (Massal.) Zahlbr. = Clauzadea chondr.
Protoblastenia globulificans (Nyl.) Zahlbr. = Protoblastenia cyclospora
Protoblastenia immersa (Hoffm.) Steiner = Clauzadea immersa
Protoblastenia metzleri (Körber) Steiner = Clauzadea metzleri
Protoblastenia monticola (Schaerer) Steiner = Clauzadea mont.
Protoblastenia quernea (Dickson) Clauz. = Pyrrhospora quernea
Protoblastenia testacea (Hoffm.) Clauz. & Rondon = Psora testacea
Psora demissa (Rutstr.) Hepp = Lecidoma demissum
Psora lurida (Ach.) DC. = Lecidea lurida
Psora ostreata Hoffm. = Hypocenomyce scalaris
Psora scalaris (Ach. ex Liljeblad) Hooker = Hypocenomyce scal.
Psoroma paleaceum (Fr.) Nyl. = Psoroma hypnorum v. paleaceum
Psorotichia flotowiana (Hepp) Müll.Arg. = Pyrenocarpon flotow.
Psorotichia ocellata (Th.Fr.) Forss. = Thelignya lignyota
Psorotichia pelodes Körber ex Stein = Lemmopsis pelodes
Pterygium filiforme (Garov.) A.L.Sm. = Placynthium filiforme
Pterygium petersii Nyl. = Placynthium subradiatum
Punctelia Krog = Parmelia p.p.
Punctelia borreri (Sm.) Krog = Parmelia borreri
Punctelia subrudecta (Nyl.) Krog = Parmelia subrudecta
Pyrenopeziza lettaui Grumm. = Unguicularíopsis lettaui
Pyrenopsis ocellata Th.Fr. = Thelignya lignyota
Pyrenopsis pulvinata (Schaerer) Th.Fr. = Euopsis pulvinata
Pyrenopsis rhodosticta (Taylor) Müll.Arg. = Cryptothele rhodost.
Pyrenula leucoplaca (Wallr.) Körber = Eopyrenula leucoplaca
Ramalina crinalis (L.) Fr. = Ramalina thrausta
Ramalina duriaei (De Not.) Bagl. = Ramalina lacera
Ramalina evernioides auct. = Ramalina lacera
Ramalina intermedia auct., non (Delise ex. Nyl.) Nyl. = Ramalina pollinaria
Ramalina obtusata v. ventricosa (Eitner) Keissler = Ramalina baltica

Ramalina obtusata ter. cecidiosum ventricosum = Ramalina baltica
Ramalina populina (Hoffm.) Vainio = Ramalina fastigiata
Ramalina subfarinacea (Nyl. ex Crombie) Nyl. = ?Ramalina farinacea
Rhabdopsora platyspora (Erichsen) Erichsen = Verrucaria platyspora
Rhizocarpon concentricum auct. = Rhizocarpon petraeum
Rhizocarpon constrictum Malme = Rhizocarpon richardii
Rhizocarpon frigidum Räsänen = Rhizocarpon geograph. ssp. frig.
Rhizocarpon lindsayanum Räsänen = Rhizocarpon geographicum
Rhizocarpon lotum Bausch = Rhizocarpon obscuratum
Rhizocarpon montagnei Körber = Rhizocarpon disporum
Rhizocarpon obscuratum f. granulosum Schade = Rhizocarpon furfurosum
Rhizocarpon oreites (Vainio) Zahlbr. = Rhizocarpon alpicola
Rhizocarpon perlutum auct. = Rhizocarpon petraeum
Rhizocarpon postumans (Nyl.) Sandst. = Rhizocarpon obscuratum
Rhizocarpon pseudospeireum (Th.Fr.) Lynge = Rhizoc. umbilicatum
Rhizocarpon pulverulentum (Schaerer) Räsänen = Rhizocarpon atroflavescens
Rhizocarpon reductum Th.Fr. = Rhizocarpon obscuratum
Rhizocarpon riparium Räsänen = Rhizocarpon geographicum coll.
Rhizocarpon rubescens Th.Fr. = Rhizocarpon plicatile
Rhizocarpon sphaerosporum Räsänen = Rhizocarpon macrosporum
Rhizocarpon sublucidum Räsänen = Rhizocarpon saanaense
Rimelia Hale & Fletcher = Parmelia p.p.
Rimelia reticulata (Taylor) Hale & Fletcher = Parmelia reticulata
Rinodina archaeoides H.Magn. = Rinodina olivaceobrunnea
Rinodina arenaria (Hepp) Arnold = Rinodina teichophila
Rinodina atropallidula (Nyl.) Arnold = Buellia spec.
Rinodina badiella (Nyl.) Th.Fr. = Rinodina tephraspis
Rinodina biatorina Körber = Rinodina oxydata
Rinodina bischoffii v. immersa Körber = Rinodina immersa
Rinodina buellioides Metzler ex Arnold = Buellia buellioides
Rinodina caesiella (Flörke ex Sprengel) Körber = Rinodina confragosa
Rinodina caesiella v. glebulosa Arnold = Rinodina tephraspis
Rinodina castanomela auct. p.p. = Rinodina castanomelodes
Rinodina colletica (Flörke) Arnold = Rinodina teichophila
Rinodina colletica sensu Lettau = Rinodina bischoffii
Rinodina controversa Massal. = Rinodinella controversa
Rinodina corticola (Arnold) Arnold = Rinodina capensis
Rinodina crassescens (Nyl.) Arnold = Rinodina confragosa
Rinodina demissa auct. = Rinodina gennarii
Rinodina discolor (Hepp) Arnold = Rinodina oxydata
Rinodina fatiscens (Th.Fr.) Vainio = Rinodina aspersa
Rinodina fusca (Massal.) Bagl. = Rinodinella controversa
Rinodina glebulosa (Arnold) Arnold = Rinodina tephraspis
Rinodina kornhuberi Zahlbr. = Rinodina exigua
Rinodina laxa H.Magn.* = Rinodina olivaceobrunnea
Rinodina lecideina Mayrhofer & Poelt = Amandinea lecideina
Rinodina melanocarpa Müll.Arg. = Rinodina rinodinoides
Rinodina michaudiana auct.* = Rinodina atrocinerea
Rinodina michaudiana (Harm.) De Crozals = Rinodina alba Metzler ex Arnold
Rinodina nimbosa (Fr.) Th.Fr. = Phaeorrhiza nimbosa
Rinodina ocellata (Hoffm.) Arnold = Rinodina lecanorina
Rinodina oreina (Ach.) Massal. = Dimelaena oreina
Rinodina rhododendri Hepp ex H.Magn. = Rinodina malangica
Rinodina salina Degel. = Rinodina gennarii
Rinodina subconfragosa (Nyl.) Flagey = Rinodina milvina
Rinodina subconfragosa auct.p.p. = Rinodina bischoffii
Rinodina subexigua (Nyl.) Oliv. = Rinodina gennarii
Rinodina trevisanii auct. = Rinodina orculata
Rinodina trevisanii (Hepp) Körber = Rinodina archaea
Saccomorpha Elenkin = Placynthiella
Saccomorpha icmalea (Ach.) Clauz. & Roux = Placynthiella icmalea
Saccomorpha oligotropha (Laundon) Clauz. & Roux = Placynthiella oligotropha
Saccomorpha uliginosa (Schrader) Haf. = Placynthiella uliginosa
Sagiolechia cimbrica Massal. = Sagiolechia protuberans

Sarcogyne canasiacensis (Hue) H.Magn. = Polysporina lapponica
Sarcogyne cyclocarpa (Anzi) Steiner = Polysporina cyclocarpa
Sarcogyne dubia H.Magn. = Polysporina lapponica
Sarcogyne pruinosa auct. = Sarcogyne regularis
Sarcogyne pusilla Anzi = Polysporina pusilla
Sarcogyne simplex (Dav.) Nyl. = Polysporina simplex
Sarcogyne urceolata Anzi = Polysporina urceolata
Schaereria tenebrosa (Flotow) Hertel & Poelt = Schaereria fuscocinerea
Schismatomma abietinum (Humb.) Massal. = Schismatomma pericleum
Schismatomma umbrinum (Coppins & P.James) P.M.Jørg. & Tønsberg = Lecanactis umbrina
Sclerographa squalida Erichsen = Opegrapha viridis
Solorina macrospora Harm. = Solorina bispora v. macrospora
Sphaerulina chlorococca (Leighton) R. Sant. = Lauderlindsaya acroglypta
Sphinctrina gelasinata (With.) Zahlbr. = Sphinctrina turbinata
Sphinctrina microcephala (Sm.) Körber = Sphinctrina anglica
Squamarina crassa (Hudson) Poelt = Squamarina cartilaginea
Staurothele catalepta auct. = Staurothele frustulenta
Staurothele clopima auct. = Staurothele areolata
Staurothele hazslinszkyi (Körber) Blomb. & Forss. = Staur. fissa
Staurothele orbicularis auct. = Staurothele guestphalica
Staurothele ventosa (Massal.) Sydow = Staurothele hymenogonia
Stenocybe byssacea (Fr.) Körber = Stenocybe pullatula
Stereocaulon coralloides Fr. = Stereocaulon dactylophyllum
Stereocaulon evolutoides (H.Magn.) Frey = Stereocaulon saxatile
Stereocaulon microscopicum (Vill.) Frey = Leprocaulon microsc.
Stereocaulon quisquiliare (Leers.)Hoffm. = Leprocaulon microsc.
Stereocaulon saxonicum Bachm. = Stereocaulon pileatum
Stereocaulon tyroliense (Nyl.) Lettau = Stereocaulon nanodes
Stigmidium dispersum (Lahm) D.Hawksw. = Zwackhiomyces dispersus
Stigmidium gyrophorarum (Arnold) D.Hawksw.
Strangospora delitescens (Arnold) Coppins = Biatoridium delit.
Strongyleuma paroica Vainio = Chaenothecopsis exserta
Synalissa ramulosa (Hoffm.) Fr. = Synalissa symphorea
Telochroa montinii Massal. = Psorotichia montinii
Thamnolia subvermicularis Asah. = Thamnolia vermicularis v. subuliformis
Thamnolia subuliformis (Ehrh.) W.Culb. = Thamnolia vermicularuis v. subuliformis
Thelidium absconditum (Hepp) Rabenh. = Thelidium decipiens
Thelidium acrotellum Arnold = Thelidium minutulum
Thelidium amylaceum auct. = Thelidium decipiens
Thelidium auruntii (Massal.) Krempelh. = Thelidium pyrenophorum
Thelidium cinerascens (Arnold) Servít = Thelidium decipiens
Thelidium crassum Massal. = Thelidium decipiens
Thelidium erichsenii Keissler = Lauderlindsaya acroglypta
Thelidium fueistingii Körber = Thelidium zwackhii
Thelidium hammoniense Erichsen = Staurothele rugulosa
Thelidium hospitum Arnold = Thelidium minutulum
Thelidium juistense Erichsen = Anisomeridium nyssaegenum
Thelidium leightoni Choisy = Thelidium decipiens
Thelidium marinum (Deakin) Keissler = Stigmidium marinum
Thelidium saprophilum (Massal.) Servít = Verrucaria saprophila
Thelidium subrimulatum (Nyl.) Zsch. = Thelidium aeneovinosum
Thelidium velutinum auct. = Thelidium zwackhii, Verrucaria bryoctona
Thelocarpon intermixtulum Nyl. = Thelocarpon intermediellum
Thyrea nigritella Lettau = Gonohymenia nigritella
Thyrea pulvinata auct. = Thyrea confusa
Toninia boissieri (Müll.Arg.) Arnold = Toninia verrucarioides
Toninia caeruleonigricans auct. = Toninia sedifolia
Toninia caradocensis (Leighton ex Nyl.) Lahm = Hypocenomyce carad.
Toninia cervina Lönnr. = Toninia verrucarioides
Toninia clemens H.Baumg. ined. = Toninia taurica
Toninia conglomerata (Nyl.) Boistel = Psorinia conglomerata
Toninia fusispora (Hepp ex Körber) Th.Fr. = Toninia aromatica
Toninia intermedia (Massal. ex Th.Fr.) Oliv. = Toninia alutacea
Toninia kolax Poelt = Toninia verrucarioides

Toninia leucophaeopsis (Nyl.) Th.Fr. = Stereocaulon leucoph.
Toninia lobulata (Sommerf.) Lynge = Mycobilimbia lobulata
Toninia tabacina auct. = Toninia tristis
Tremolecia jurana (Schaerer) Hertel = Farnoldia jurana
Tromera difformis (Fr.) Arnold = Sarea difformis
Tromera resinae (Fr.) Körber = Sarea resinae
Tuckermannopsis Gyelnik = Cetraria p.p.
Tuckermannopsis chlorophylla (Willd.) Hale = Cetraria chloroph.
Tuckneraria laureri (Krempelh.) Randl. & Thell = Cetraria laureri
Umbilicaria murina (Ach.) DC. = Umbilicaria grisea
Umbilicaria pustulata (L.) Hoffm. = Lasallia pustulata
Umbilicaria spodochroa auct. medieur. = Umbilicaria crustulosa
Usnea alpina Mot. = Usnea scabrata
Usnea arnoldii Mot. = Usnea lapponica
Usnea barbata auct.p.max.p. = Usnea filipendula
Usnea comosa auct. = Usnea subfloridana
Usnea compacta (Räsänen) Mot. = Usnea glabrescens
Usnea dasypoga auct. = Usnea filipendula
Usnea flagellata Mot. = Usnea filipendula
Usnea glauca Mot. = Usnea rigida s.l.
Usnea glaucescens Vainio = Usnea hirta
Usnea hirtella (Arnold) Mot. = Usnea filipendula
Usnea inflata (Duby) Motyka = Usnea cornuta
Usnea laricina auct. = Usnea glabrescens
Usnea leiopoga Mot. = Usnea chaetophora
Usnea mollis Stirton = Usnea fragilescens v. mollis
Usnea monstruosa Vainio = Usnea lapponica
Usnea montana Mot. = Usnea rigida
Usnea protea Mot. = Usnea rigida s.l.
Usnea silesiaca Mot. = Usnea subfloridana
Usnea silvatica Mot. = Usnea scabrata
Usnea sorediifera sensu Mot. = Usnea fulvoreagens
Usnea sorediifera (Arnold) Lynge = Usnea glabrata
Usnea subpectinata Stirton = Usnea cornuta
Varicellaria carneonivea (Anzi) Erichsen = Anzina carneonivea
Verrucaria alutacea Wallr. = Verrucaria fuscella
Verrucaria ambigua Erichsen = Verrucaria ditmarsica
Verrucaria ambronica Erichsen = Verrucaria halizoa
Verrucaria anziana Garov. = Verrucaria latebrosa
Verrucaria aquilella Nyl. = Verrucaria aethiobola
Verrucaria baldensis Massal. = Bagliettoa baldensis
Verrucaria compacta (Massal.) Jatta = Verrucaria fuscula
Verrucaria confluens Massal. = Verrucaria muralis
Verrucaria controversa Massal. = Verrucaria nigrescens
Verrucaria crassa Massal. = Thelidium decipiens
Verrucaria dolomitica (Massal.) Krempelh. = Verrucaria hochst.
Verrucaria foveolata (Flörke) Massal. = Verrucaria hochstetteri
Verrucaria funckiana Servít = Verrucaria collematodes
Verrucaria fusca auct. (non Pers.) = Verrucaria nigrescens
Verrucaria fuscocinerascens Nyl. = Verrucaria aethiobola
Verrucaria glaucina auct. = Verrucaria fuscella coll.
Verrucaria griseoatra (Krempelh.) Servít = V. fuscella
Verrucaria griseorubens Migula = Verrucaria viridula
Verrucaria harmandiana Grumm. = Verrucaria striatula
Verrucaria kernstockii Zsch. = Verrucaria rheithrophila
Verrucaria laevata Ach. non Körber = ? Verrucaria aethiobola
Verrucaria leightonii Hepp = Verrucaria margacea
Verrucaria limborioides (Massal.) Clauz. & Roux = Bagliettoa limborioides
Verrucaria mastoidea (Massal.) Trevis. = Verrucaria hochstett.
Verrucaria microspora auct. = Verrucaria halizoa
Verrucaria minutipuncta Erichsen = Verrucaria rheithrophila
Verrucaria mutabilis auct. = Verrucaria dolosa
Verrucaria nigricans Nyl. = Verrucaria fuscella
Verrucaria obductilis (Nyl.) Zsch. = Verrucaria viridula

Verrucaria parmigera Steiner = Bagliettoa parmigera
Verrucaria parmigerella Zahlbr. = Bagliettoa parmigerella
Verrucaria perareolata Erichsen = Verrucaria maura
Verrucaria polysticta Borrer = Verrucaria fuscella
Verrucaria psammophila Erichsen = Verrucaria bryoctona
Verrucaria retecta Zsch. = Verrucaria aquatilis
Verrucaria rupestris Schrader = Verrucaria muralis
Verrucaria silicea Servít = Verrucaria funckii
Verrucaria sphinctrina auct. = Bagliettoa limborioides
Verrucaria sphinctrinella Zsch. = Bagliettoa parmigerella
Verrucaria steineri Kusan = Bagliettoa steineri
Verrucaria subconcentrica (Steiner) Servít = Bagliettoa baldensis
Verrucaria submersa Schaerer = Verrucaria submersella
Verrucaria submuralis Nyl. = Verrucaria rupestris
Verrucaria suzaeana Servít = Bagliettoa limborioides
Verrucaria terrestris (Arnold) Vainio = Verrucaria xyloxena
Verrucaria viridicana Erichsen = Verrucaria aethiobola
Verrucaria viridula auct. = Verrucaria macrostoma
Verrucaria zahlbruckneri Zsch. = Verrucaria praetermissa
Xanthoparmelia (Vainio) Hale = Parmelia p.p.
Xanthoparmelia conspersa (Ach.) Hale = Parmelia conspersa
Xanthoparmelia mougeotii (Schaerer ex D.Dietr.) Hale = Parmelia
Xanthoparmelia somloensis (Gyelnik) Hale = Parmelia somloensis
Xanthopyrenia tichothecioides (Arn.) Bachm. = Arthopyrenia cae.
Xanthoria aureola (Ach.) Erichsen = Xanthoria calcicola
Xanthoria candelaria f. fulva (Hoffm.) Zahlbr. = Xanthoria fulva
Xanthoria lobulata (Flörke) B.de Lesd. = Caloplaca lobulata
Xylographa abietina (Pers.) Zahlbr. = Xylographa parallela
Xylographa spilomatica (Anzi) Th.Fr. = Xylographa vitiligo.

5. Problematische und sehr wenig bekannte Arten

Flechtenbewohnende sind Pilze unberücksichtigt.

Acarospora contraria H.Magn.
Acarospora franconica H.Magn.
Acarospora germanica H.Magn.
Acarospora intermedia H.Magn.
Acarospora rhagadiza (Nyl.) Hue
Acarospora saxonica H.Magn.
Acarospora solitaria H.Magn.
Alectoria sophiae Mot.
Amphoridium algovicum (Servít) Servít
Amphoridium bavaricum (Servít) Servít = ?Verrucaria foveolata
Amphoridium caesiellum (Servít) Servít = ?Verrucaria calciseda
Amphoridium detersum (Krempelh.) Servít
Amphoridium lahmianum (Servít) Servít
Amphoridium lugubre (Servít) Servít
Amphoridium microsphaeroidale (Zsch.) Servít
Amphoridium myriocarpoides (Servít) Servít
Amphoridium obtectum (Arnold) Arnold = ?Verrucaria foveolata
Amphoridium oligocarpum (Servít) Servít
Amphoridium praecellens Arnold
Amphoridium rupestre Massal.
Amphoridium saxivorum (Servít) Grumm.
Amphoridium subtile (Müll.Arg.) Servít
Amphoridium sylvaticum (Arnold) Servít
Amphoridium transfugiens (Zsch.) Grumm.
Amphoridium viridicans (Servít) Servít
Amphoroblastia pertusula (Nyl.) Servít = ?Polyblastia sepulta
Arthopyrenia lubecensis Erichsen = ?Arthopyrenia inconspicua
Arthopyrenia socialis Körber
Arthopyrenia vratislaviensis Stein
Aspicilia obscura (H.Magn.) Th.Müller
Aspicilia rolleana Hue = ?Aspicilia caesiocinerea
Bacidia albicans (Arnold) Lettau
Bacidia albidocarnea (Nyl.) Zahlbr.
Bacidia badensis (Körber) Zahlbr. = Mycobilimbia spec.
Bacidia baggei (Metzler) DT. & Sarnth. = Scoliciosp. cf. saroth.
Bacidia chytrina (Stizenb.) Zahlbr.
Bacidia mullea (Krempelh.) Zahlbr.
Bacidia nanipera (Stizenb.) Lettau
Bacidia scoliciosporoides (Bagl.) Lettau
Bacidia stizenbergeriana Zahlbr.
Bacidia subtrachona (Arnold) Lettau = ?Bacidia subincompta
Buellia ambigua (Ach.) Malme
Buellia atromaculata Sandst.
Buellia calciseda Erichsen
Buellia heterospora Erichsen
Buellia hillmannii Erichsen = ?Buellia aethalea

Calicium triste Körber
Caloplaca agardhiana (Massal.) Clauz. & Roux = ?Calopl. aloeiza
Caloplaca crenulatella (Nyl.) Oliv.
Caloplaca germanica H.Magn.
Caloplaca guestphalica H.Magn.
Caloplaca macrocarpa (Anzi) Zahlbr.
Caloplaca maritima (B. de Lesd.) Lettau.
Caloplaca mendax (Ohlert) Lettau
Caloplaca steropea (Ach.) Poetsch
Catillaria mendax (Anzi) Lettau
Catillaria sphaeralis Körber = ?Catillaria contristans
Catillaria vernicea (Körber) Lettau
Chaenotheca stenocyboides (Nyl.) Sandst.
Coniocybe heterospora Zahlbr.
Dermatina major (Nyl.) Lettau
Dermatocarpon bachmannii Anders
Dermatocarpon caesium Räsänen = ?Dermatocarpon leptophyllum
Dermatocarpon erichsenii Servít = kein Dermatocarpon
Dermatocarpon franconicum (Servít) Servít = kein Dermatocarpon
Dermatocarpon microphyllinum Zahlbr. = zu Verrucaria
Dermatocarpon serpentini (Servít) Servít = zu Verrucaria
Dimerella humilis (Lahm) Grumm. = zu Catillaria
Forssellia neglecta Erichsen
Gongylia muscorum Zsch. = ?Strigula stigmatella
Gongylia viridis A.L.Sm.
Involucrothele congregata (Hepp) Servít
Involucrothele jizerae Servít
Involucrothele kutakii (Servít) Servít
Involucrothele metzleriana (Servít) Servít
Involucrothele schmidiana Servít
Involucrothele subcalcaria (Servít) Servít
Involucrothele subincincta Servít
Lecanora albicella Lettau
Lecanora anoptizodes Nyl.
Lecanora erigens Anders
Lecanora franconica H.Magn.
Lecanora infuscens Nyl.
Lecanora klementii Anders
Lecanora lactea (Massal.) Leighton
Lecanora lithofraga (Massal.) Jatta
Lecanora massalongoana Zahlbr.
Lecanora microcarpa Bachm.
Lecanora minutissima Massal.
Lecanora paroptoides Nyl.
Lecanora rubiginosa (Rehm) Steiner
Lecanora septentrionalis H.Magn.
Lecanora subravida Nyl.
Lecanora torquata (Fr.) Nyl.
Lecidea alboflava (Körber) Arnold
Lecidea badensis H.Magn.
Lecidea comensis (Anzi) Jatta
Lecidea elegantior Grumm.
Lecidea erythrophaeodes Lettau
Lecidea exilis (Körber) Rabenh.
Lecidea irrorata (Körber) Oliv.
Lecidea lahmii (Hepp) Poetsch
Lecidea meiocarpoides Nyl.
Lecidea microstigma Nyl.
Lecidea nigrogrisea Nyl.
Lecidea obducens Nyl.
Lecidea ochrocarpa (Körber) Lettau
Lecidea personata (Flotow ex Körber) Jatta
Lecidea poetschiana (Körber) Lettau = ?Mycobilimbia berengeriana
Lecidea propinquata Nyl.
Lecidea psoroides (Hepp) Bagl. & Car.
Lecidea saxonica H.Magn.
Lecidea segregula Nyl.
Lecidea strasseri Zahlbr.
Lecidea subdiffracta (Arnold) Lettau
Lecidea terrestris Erichsen
Lecidea torquata (Fr.) Almb.
Lecidea viriduloatra B.de Lesd.
Lecidella atrosanguinea (Flörke)
Lempholemma chalazanellum (Nyl.) Zahlbr. = ?L. polyanthes
Lepraria botryoides (L.) Ach.
Lepraria farinosa (Hoffm.) Ach.
Leptogium turgidum (Ach.) Crombie = ?Leptogium plicatile
Microglaena umbratilis Arnold
Ochrolechia pseudotartarea (Vainio) Vers.
Ochrolechia tenuissima Vers.
Opegrapha subparallela Müll.Arg.
Paraphysothele algovica Servít
Paraphysothele montana (Körber) Zsch.
Pertusaria dalmatica Erichsen
Pertusaria gypsicola Erichsen = Lecanora spec.
Pertusaria laureri Erichsen = ?Pertusaria multipuncta
Pertusaria pulvereosorediata Harm.
Pertusaria servitiana Erichsen
Physcia tribacella Nyl.
Polyblastia amethystina Riehm. ex Servít
Polyblastia dissidens Arnold
Polyblastia eucalypta Lettau
Polyblastia eumecospora Zsch.
Polyblastia pertusula (Nyl.) Zsch. = ?Polyblastia sepulta
Polyblastia riehmeri Grumm.
Polyblastia rivalis (Arnold) Zsch.
Polyblastia singularis (Krempelh.) Arnold = ?Polyblastia plicata
Polyblastiopsis acuminans (Nyl.) Lettau
Porina tigurina (Stizenb.) Lettau
Psorotichia lutophila Arnold
Psorotichia terricola (Rehm) Lettau
Rhizocarpon constrictum (Dav.) Beltr. = ?R. polycarpum
Rinodina hueiana (Harm.) Migula = ?Rinodina efflorescens
Staurothele fischeri Behr
Staurothele isarina Riehmer
Staurothele klementi Behr
Staurothele silesiaca (Massal.) Zsch. = ?Staurothele fissa
Staurothele viridis Zsch. = ?Staurothele fissa
Thelidium aerimontanum Zsch.
Thelidium alpinum (Zsch.) Servít

Thelidium amethystinum Riehmer
Thelidium aphanes Lahm
Thelidium arnoldianum Servít
Thelidium brachysporum (Zsch.) Servít
Thelidium circumvallatum Zsch.
Thelidium decussatum (Krempelh.) Zsch.
Thelidium dionantense (Hue) Zsch.
Thelidium fontigenum Massal.
Thelidium holsaticum (Erichsen) Keissler = ?Pyrenocollema halodytes
Thelidium hymenelioides Körber
Thelidium inundatum Zsch.
Thelidium kauschianum Erichsen = ?Pyrenocollema halodytes
Thelidium klementii Servít
Thelidium laevigatum (Arnold) Servít
Thelidium manganophilum Behr
Thelidium nigricans Zsch.
Thelidium opacum Lahm = ?Thelidium aeneovinosum
Thelidium perminutum Keissler = ?Pyrenocollema halodytes
Thelidium rivulicolum (Nyl.) Migula
Thelidium scrobiculare (Garov.) Arnold
Thelidium syltense Erichsen = ?Pyrenocollema halodytes
Thelidium thuringiacum Zsch.
Thelidium verrucosum Zsch.
Thelidium wettinense Zsch.
Thrombium basalticum Zsch.
Thrombium porocyphoides Lettau
Thrombium smaragdulum Körber
Thyrea veronensis (Massal.) Massal. = ?Peltula euploca
Usnea distincta Mot.
Usnea freyi Mot.
Usnea hapalotera (Harm.) Vainio
Usnea harmandii Mot. (zum Usnea rigida-Aggr.)
Usnea intermedia (Massal.) Jatta (zum Usnea rigida-Aggr.)
Usnea leucosticta Vainio
Usnea meylanii Mot.
Usnea muricata Mot. = ?Usnea filipendula
Usnea pendulina Mot.
Usnea plicata (L.) Wigg.
Usnea prostrata Vainio
Usnea rugulosa Vainio
Usnea scabiosa Mot.
Usnea scrobiculata Mot.
Usnea smaragdina Mot. (zum U. rigida-Aggr.)
Usnea sublaxa Vainio
Usnea subscabrata (Vainio) Mot.
Verrucaria aethioboloides Zsch.
Verrucaria albigensis Erichsen = ?Verrucaria aquatilis
Verrucaria apatela (Massal.) Trevisan
Verrucaria asperula Servít
Verrucaria atroviridula Zsch.
Verrucaria bachmannii Zsch.
Verrucaria baglietto aeformis (Hazsl.) Servít
Verrucaria bosniaca Servít = ?Verrucaria limborioides
Verrucaria brachyspora Arnold = ?Verrucaria murina Leighton
Verrucaria buellioides Servít
Verrucaria calcarea (Arnold) Zsch.
Verrucaria carnea (Arnold) Servít
Verrucaria cincta Hepp in Arnold
Verrucaria cinereolimbata Servít
Verrucaria cinereoviridescens Zsch.
Verrucaria conchicola Erichsen
Verrucaria controversella Servít
Verrucaria corticola (Arnold) Servít
Verrucaria cothenensis Zsch.
Verrucaria deckeri Behr
Verrucaria deformis (Arnold) Zsch.
Verrucaria denudata Zsch. = ?Verrucaria hydrela
Verrucaria diabasica Servít
Verrucaria diesparmena Zsch.
Verrucaria dissipata Erichsen
Verrucaria echinocarpa Servít
Verrucaria eidorensis Erichsen = ?Verrucaria hydrela
Verrucaria franconia (Zsch.) Servít
Verrucaria fraudulosa Nyl.
Verrucaria fuscatula Servít
Verrucaria fuscidula Servít
Verrucaria fuscoatroides Servít
Verrucaria glaucovirens Grumm.
Verrucaria guestphalica Servít
Verrucaria gypsophila Zsch.
Verrucaria harzynica Zsch.
Verrucaria horizontalis Zsch.
Verrucaria huxarensis Zsch.
Verrucaria inaequata (Servít) Servít
Verrucaria inaspecta Servít
Verrucaria insuccata Erichsen = ?Verrucaria aethiobola
Verrucaria javorinae Servít
Verrucaria kemmleri Servít
Verrucaria krempelhuberi Lindau
Verrucaria lacunosa Servít
Verrucaria langei Zsch.
Verrucaria lignorum Servít
Verrucaria lilacinoides Servít
Verrucaria maculata Zsch.
Verrucaria manganica Behr
Verrucaria mimicrans Servít
Verrucaria minuta (Hepp) Zsch.
Verrucaria monacensis Servít
Verrucaria mortarii (Arnold) Lamy
Verrucaria nigroumbrina Servít
Verrucaria obnigrescens Nyl.
Verrucaria ochracea (Hepp) Arnold
Verrucaria pallidolimbata Servít
Verrucaria paramauroides Servít
Verrucaria paulula Zsch.
Verrucaria platyspora Erichsen
Verrucaria polystictoides Vainio
Verrucaria porocyphoides Servít
Verrucaria praesudetica Zsch.
Verrucaria pseudoacrotella Servít
Verrucaria pseudoambigua Servít
Verrucaria pseudomyriocarpa Servít
Verrucaria pseudonigrescens Servít
Verrucaria pseudopapillaris Servít
Verrucaria pulicaris Massal.
Verrucaria rimicola Zsch.

Verrucaria rufofuscella Servít
Verrucaria scotina Wedd.
Verrucaria scotinodes Zsch.
Verrucaria spadicella Erichsen
Verrucaria subdolosa Servít
Verrucaria submauroides Zsch.
Verrucaria subnigrescens Nyl.
Verrucaria syltensis Servít
Verrucaria tabacina (Massal.) Trevisan
Verrucaria tapetica Körber
Verrucaria teguloxena Servít
Verrucaria teutoburgensis Zsch.
Verrucaria thalassica Erichsen = ?Verrucaria erichsenii
Verrucaria vitricola Nyl.

6. Falsche und anzuzweifelnde Angaben von Arten

Acarospora rufescens (Ach.) Krempelh.
Anaptychia crinalis (Schleicher) Vězda
Anaptychia runcinata (With.) Laundon
Aspicilia subobscura (H.Magn.)
Bacidia rivulicola (Vainio) Zahlbr.
Biatora meiocarpa (Nyl.) Arnold
Biatorella fossarum (Duf. ex Fr.) Th.Fr. s.str.
Bryonora castanea (Hepp) Poelt
Bryoria intricans (Vainio) Brodo & D.Hawksw.
Bryoria subcana (Nyl. ex Stitzenb.) Brodo & D.Hawksw.
Buellia buellioides (Metzler ex Arnold) Buschardt
Caloplaca congrediens (Nyl.) Zahlbr.
Caloplaca marmorata (Bagl.) Jatta
Cetraria delisei (Bory ex Schaerer) Nyl.
Cladonia firma (Nyl.) Nyl.
Cladonia gracilis ssp. elongata (Wulfen) Vainio
Cladonia magyarica Vainio
Diploschistes actinostomus (Pers. ex Ach.) Zahlbr.
Diploschistes ocellatus (Vill.) Norm.
Ephebe solida Born.
Fulgensia subbracteata (Hoffm.) Räsänen
Hafellnera parasemella (Nyl.) Houmeaux & Roux
Hypocenomyce xanthococca (Sommerf.) P.James & G.Schneider
Lecanora dominiana Servít
Lecanora laevis Poelt
Lecanora leptyrodes (Nyl.) Degel.
Lecanora monilifera H.Magn.
Lecanora nunatakkorum Poelt
Lecanora paroptoides Nyl.
Lecanora vicaria (Th.Fr.) Vainio
Lecidea cuprea Sommerf.
Lecidea hillmannii Anders
Lecidea meiocarpa Nyl.
Lecidea promiscens Nyl.
Lecidea satakuntensis Vainio
Microthelia pachnea Körber = Mycomicrothelia pachnea (Körber) D.Hawksw.
Opegrapha cesareensis Nyl.
Paraphysothele viridis Zsch.
Parmelia reddenda Stirton
Pertusaria amarescens Nyl.
Pertusaria obtecta Erichsen
Pertusaria rupicola (Fr.) Harm.
Physcia albinea (Ach.) Nyl.
Polychidium dendriscum (Nyl.) Henssen
Porpidia flavicunda (Ach.) Gowan
Porpidia melinodes (Körber) Gowan & Ahti
Psora vallesiaca (Schaerer) Timdal
Rhizocarpon pusillum Runem.
Rimularia limborina Nyl.
Rinodina alba Metzler ex Arnold
Rinodina cana (Arnold) Arnold
Rinodina laevigata (Ach.) Malme

Rinodina roboris (Nyl.) Arnold
Rinodinella controversa (Massal.) Mayrhofer & Poelt
Spilonema paradoxum Bornet
Toninia squalescens (Nyl.) Th.Fr.
Usnea dalmatica Mot. = Usnea flammea Stirton
Usnea fragilescens Hav. ex Lynge
Usnea perplexans Stirton („Usnea perplectans")
Verrucaria lepidioides (Vainio) Lettau
Verrucaria nigricolor Arnold
Vulpicida juniperinus (L.) J.-E.Mattson & Lai.

7. In Grummann nur von den früheren deutschen Ostgebieten angegebene Sippen

Erläuterung: *kursiv* = inzwischen in Deutschland nachgewiesen.

Acarospora erythrocarpa (Malbr.) Hue
Alectoria nigricans (Ach.) Nyl.
Amphoridium longicollum Eitner
Arthopyrenia lomnitzensis Stein
Bacidia bayeri (Senft) Servít
Bacidia coniangioides (Eitner) Zahlbr.
Bacidia silesiaca Zahlbr.
Baeomyces speciosus (Körber) Lindau
Biatorella conspurcans Norm.
Buellia chloroleuca Körber
Buellia neglecta Eitner
Buellia viridis Körber
Caloplaca nivalis (Körber) Th.Fr.
Caloplaca pyrithrella (Nyl.) Oliv.
Catillaria discretula (Nyl.) Lettau = *Micarea denigrata*
Catillaria rugulosa (Hepp) Lettau
Catillaria subnigratula (Eitner) Zahlbr.
Cetraria odontella (Ach.) Ach.
Diploschistes clausus (Körber) Zahlbr. = Diploschistes euganeus (Massal.) Steiner
Gongylia aquatica Stein = *Sagediopsis aquatica*
Gyalecta biformis (Körber) Oliv. = Gyalecta truncigena v. biformis (Körber) Vězda
Gyalecta psammoica (Nyl.) Oliv. = Gyalidea psammoica (Nyl.) Vězda
Gyalecta rosea (Eitner) Zahlbr. = *Dimerella pineti*
Harpidium rutilans Flotow ex Körber
Involucrothele cinerosa (Eitner) Servít
Lecanactis lecideina Eitner
Lecania hellwigii (Stein) Lettau
Lecania quercicola Eitner
Lecanora bachmannii Zahlbr.
Lecanora dominiana Servít
Lecanora complanata Körber = Miriquidica complanata
Lecanora eitneriana Zahlbr.
Lecanora faginea (Eitner) Lettau
Lecanora goettweigensis Zahlbr.
Lecanora gypsodes Körber
Lecanora hypopta (Ach.) Vainio = *Lecidea hypopta*
Lecanora microlepis (Körber) Lettau = ?Miriquidica complanata
Lecanora mixta (Eitner) Migula
Lecanora pelobotryoides (Eitner) Migula
Lecanora persimilis Th.Fr.
Lecanora silesiaca Stein
Lecanora subsilesiaca Zahlbr.
Lecanora sulphurata (Ach.) Nyl. = Lecanora rupicola ssp. sulphurata (Ach.) Leuck. & Poelt
Lecanora tephraea Körber
Lecanora viridula (Flörke) Hillm.
Lecanora wimmeriana (Körber) Poetsch = *Koerberiella wimmeriana*
Lecidea aestivalis Ohlert = *Vězdaea aestivalis*

Lecidea crassipes (Th.Fr.) Nyl. = Helocarpon crassipes Th.Fr.
Lecidea curvula H.Magn. = *Fuscidea recensa*
Lecidea ementiens Nyl.
Lecidea formosa Bagl. & Car. = *Lecidella bullata*
Lecidea geochroella Zahlbr.
Lecidea impavida Th.Fr. = Rimularia impavida (Th.Fr.) Hertel & Rambold
Lecidea lignicola (Eitner) Zahlbr.
Lecidea limprichtii (Stein) Zahlbr.
Lecidea lulensis (Hellb.) Stizenb. = Miriquidica lulensis (Hellb.) Hertel & Rambold
Lecidea obscurissima Nyl. = *Orphniospora mosigii*
Lecidea nodulosa (Körber) Oliv.
Lecidea pilati (Hepp) Körber = *Adelolecia pilati*
Lecidea planorbis (Körber) Lettau
Lecidea pontifica (Körber ex Stein) Zahlbr. = ?Trapelia flexuosa
Lecidea steinii Zahlbr.
Lecidea subflavida Nyl.
Lecidea turfosa (Massal.) Jatta = Micarea turfosa (Massal.) Du Rietz
Lecidea variegatula Nyl.
Leptogium biatorinum (Nyl.) Leighton
Melaspilea xylographoides (Stein) Zahlbr.
Microglaena leucothelia (Nyl.) Arnold = Protothelenella leucothelia (Nyl.) Mayrhofer & Poelt
Miriquidica complanata (Körber) Hertel & Rambold
Opegrapha taxicola Leighton = Opegrapha prosodea Ach.
Parmelia infumata Nyl.
Pertusaria caesioumbrina Eitner = (?) Pertusaria leioplaca
Pertusaria dissoluta Erichsen
Pertusaria eitneriana Zahlbr. = (?) Pertusaria chiodectonoides
Pertusaria jurana Erichsen
Pertusaria oculata (Dickson) Th.Fr.
Pertusaria pseudophlyctis Erichsen
Phlyctis spilomatica (Schaerer) Massal.
Polyblastia scotinospora (Nyl.) Hellbom = Polyblastia melaspora
Psorotichia pelodes Körber in Stein = Lemmopsis pelodes (Körber) T.L.Ellis
Pyrenocarpon flotowianum (Hepp) Trevisan
Rhizocarpon effiguratum (Anzi) Th.Fr.
Rhizocarpon eupetraeum (Nyl.) Arnold
Rhizocarpon lomnitzense Eitner
Rhizocarpon sublucidum Räsänen = *Rhizocarpon saanaense*
Rinodina biatorina Körber = *Rinodina oxydata*
Rinodina fimbriata Körber
Rinodina pannarioides Körber = *Rinodina tephraspis*
Rinodina sarothamni Eitner
Rinodina sophodella Eitner
Sarcogyne hypophaeoides Vainio
Thelidium subabsconditum Eitner
Thelocarpon cinereum Eitner
Thelocarpon robustum Eitner
Thrombium viridifuscum (Eitner) Zsch.
Verrucaria annulifera Eitner
Verrucaria basaltica Servít
Verrucaria confusionis Grumm.
Verrucaria infidula Zsch.
Verrucaria maculata Zsch.
Verrucaria praesudetica Zsch.
Verrucaria pulvinata Eitner
Verrucaria submuralis Nyl.

8. Seit Grummann (1963) nachgewiesene Arten

Erläuterung: *kursiv*: als infraspezifisches Taxon oder unter anderem Namen in Deutschland länger bekannt, aber kaum beachtet.

Absconditella sphagnorum: Vězda 1965, Preslia (Praha): 242.

Acarospora bullata: Plantae Graecenses Lich. 348; JOHN 1990, Beitr.Landespfl.Rheinl.-Pfalz 13: 73.
Acarospora nodulosa: MARSTALLER 1971, Hercynia N.F. 8: 39.
Acarospora pyrenopsoides: WIRTH 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 3.
Acarospora tenuicorticata: SCHOLZ 1991, Untersuchungen zur Flechtenflora des Harzes (Diss. Halle): 23.
Acrocordia cavata: WIRTH unpubl. (Rhein, Schwäb.Alb).
Acrocordia salweyi: WIRTH unpubl. (Jagst-Kocher-Gebiet).
Adelolecia pilati: WIRTH 1972, Diss.Bot. 17: 273.
Agonimia tristicula: POELT 1975, Mitt.Bot.München 12: 5.
Amygdalaria pelobotryon: WIRTH 1990, Herzogia 8: 307.
Anema tumidulum: WIRTH 1987, Flechten Bad.-Württ.: 44; WIRTH 1990, Herzogia 8: 308.
Anzina carneonivea: SCHEIDEGGER 1985, Nova Hedw. 41: 208 (leg. POELT).
Aphanopsis coenosa: COPPINS & P.JAMES 1984, Lichenologist 16: 248.
Arthonia ilicina: ERNST & HAUCK unpubl.
Arthonia ligniaria: ERNST unpubl.
Aspicilia moenium: WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 54; JOHN 1990, Beitr.Landespfl. Rheinl.-Pfalz 13: 82 (leg. LUMBSCH).
Aspicilia simoensis: POELT 1966, Denkschr.Regensb.bot.Ges. 26, N.F.20: 83; WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 59; KÜMMERLING 1991, Bibl.Lichenol. 41: 103.
Bacidina delicata: WIRTH 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 214.
Bactrospora corticola: EGEA & TORRENTE 1993, Lichenologist 25: 228.
Belonia incarnata: WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 182.
Biatora flavopunctata: HINTEREGGER 1994: Diss.Bot. 55: 89 (leg. WUNDER).
Biatorella flavella: POELT 1964, Mitt.Bot.München 8: 250.
Bryoria fremontii: SCHINDLER 1974, Beitr.naturk.Forsch.SW-Dtschl. 33: 103.
Bryoria kuemmerleana: KALB 1983, Herzogia 6: 74.
Buellia asterella: POELT & SULZER 1974, Nova Hedw. 25: 184.
Buellia elegans: POELT & SULZER 1974, Nova Hedw. 25: 185.
Buellia miriquidica: SCHEIDEGGER 1987, Bot.Helv. 97: 71 (leg. WIRTH); WIRTH 1987, Flechten Bad.-Württ.: 80.
Buellia pulverea: WIRTH unpubl. (Rheinebene).
Buellia pulverulenta: HAFELLNER 1979, Beih.Nova Hedwigia 62: 66.
Buellia sanguineolenta: SCHAUER 1965, Mitt.Bot.München 5: 621.
Buellia thiopoliza: WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 190.
Buellia uberior: WIRTH 1969, Nova Hedw. 17: 177 (Buellia spec.); SCHEIDEGGER 1987, Bot. Helv. 97: 68; WIRTH 1987, Flechten Bad.-Württ.: 79.
Calicium abietinum: TIBELL 1975, Symb.Bot.Upsal. 21: 26 (C. abietinum auct. = C. glaucellum); KÜMMERLING 1991, Bibl.Lichenol. 41: 112.
Calicium parvum: TÜRK & WUNDER 1991, Schriftenreihe Bayer. Landesamt Umweltschutz 102: 83.
Caloplaca albolutescens: WIRTH 1994, Flechten Bad.-Württ., 2. Aufl.
Caloplaca exsecuta: POELT 1970, Mitt.Bot.München 8: 203.
Caloplaca lucifuga: THOR 1988, Lichenologist 20: 177 (leg. WIRTH); WIRTH 1990, Herzogia 8: 309.
Caloplaca magni-filii: POELT 1966, Denkschr.Regensb.bot.Ges. 26, N.F.20: 81.
Caloplaca microthallina: ERNST 1993, Ber.Bot.Ver. Hamburg.
Caloplaca polycarpa: WIRTH 1980, Flechtenflora: 171 (C. tenuatula); WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 88, WIRTH 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 215.
Caloplaca ruderum: BRAND & KETNER-OOSTRA in DIJKEMA & WOLFF (eds.) 1983, Flora and vegetation of the Wadden Sea islands and coastal areas (Rotterdam): 401; WIRTH 1990, Herzogia 8: 309.
Caloplaca ulcerosa: JACOBSEN 1992, Mitt.Arbeitsgem.Geobot.Schl.-Holstein u.Hamburg 42: 85.
Candelariella subdeflexa: POELT 1964, Mitt.Bot.München 8: 253.
Candelariella viae-lacteae: WIRTH 1992, Jh.Ges.Naturkde. Württemberg 147: 216.
Carbonea intrusa: WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 186.

Catapyrenium pilosellum: Breuss 1990, Stapfia 23: 101.
Catapyrenium psoromoides: Breuss 1990, Stapfia 23: 69.
Catillaria alba: Vězda 1993, Lichenes rar. exsicc. 53 (leg. Wirth).
Catillaria atomarioides: Erichsen 1957, Flechtenflora NW-Deutschl.: 153; Kilias 1981, Herzogia 5: 331.
Cetrelia chicitae: Wirth unpubl. (Schwäb.-Fränk. Wald).
Chaenotheca cinerea: Tibell 1980, Symb.Bot.Upsal. 23: 30, Wirth 1990, Herzogia 8: 312.
Chaenotheca laevigata: Wirth 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 5.
Chaenotheca subroscida: Wirth 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 5.
Chaenotheca xyloxena: Tibell 1980, Symb.Bot.Upsal. 23: 57.
Chaenothecopsis consociata: Schmidt 1970, Mitt.Staatsinst.Allg. Bot.Hamburg 13: 151.
Chaenothecopsis viridireagens: Türk & Wunder 1991, Schriftenreihe Bayer.Landesamt Umweltschutz 102: 84.
Cladonia borealis: Wirth 1990, Herzogia 8: 312; Kümmerling 1991, Bibl. Lichenol. 41: 125 (Chemorasse Cladonia cocc.).
Cladonia fragilissima: Brand & Ketner-Oostra in Dijkema & Wolff (eds.) 1983, Flora and vegetation of the Wadden Sea islands and coastal areas (Rotterdam): 77; Aptroot & Lumbsch 1985, Herzogia 7: 244.
Cladonia humilis: Leuckert & Poelt 1970, Herzogia 1: 441.
Cladonia macrophyllodes: Poelt 1970, Mitt.Bot München 8: 204.
Cladonia metacorallifera: Wirth 1990, Herzogia 8: 313.
Cladonia norvegica: Wirth 1987, Flechten Baden-Württ.: 153 (leg.Schindler).
Cladonia stygia: Ruoss 1985, Bot.Helv. 95: 244; Ahti & Hyvönen 1985, Ann.Bot.Fenn 22: 228.; Wirth 1987, Flechten Baden-Württ.: 163.
Collema glebulentum: Wirth 1969, Nova Hedw. 17: 160 (Grummann Odenwald Fehlbestimmung).
Cyphelium lecideinum: Cezanne & Eichler, unpubl.
Cyphelium pinicola: Türk & Wunder 1991, Schriftenreihe Bayer.Landesamt Umweltschutz 102: 85.
Endocarpon psorodeum: Wirth 1987, Flechten Baden-Württ.: 188; Wirth 1990, Herzogia 8: 316.
Fellhanera subtilis: Poelt 1972, Hoppea 30: 123.
Fellhanera vezdae: Wirth 1990, Herzogia 8: 317.
Fulgensia australis: Poelt 1966, Mitt.Bot.München 5: 594.
Fuscidea maculosa: Wirth 1969, Nova Hedw. 17: 158.
Fuscidea recensa: Oberhollenzer & Wirth 1990, Bibl.Lichenol. 38: 373.
Fuscidea oculata: Oberhollenzer & Wirth 1984, Nova Hedw. Beih. 79: 585.
Fuscidea pusilla: Wirth unpubl. (Schwarzwald).
Gonohymenia schleicheri: Wirth 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 217.
Gyalecta elegantula: Wirth unpubl. (Schwäb. Alb).
Gyalidea fritzei: Poelt 1972, Hoppea 30: 130.
Gyalideopsis anastomosans: John 1987, Beitr.Landespfl.Rheinl.-Pfalz 11: 197; Wirth 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 217.
Hymenelia ochrolemma: Wirth 1969, Nova Hedw. 17: 160; Wirth 1990, Herzogia 8: 327.
Hypocenomyce praestabilis (= Lecidea xanthococca auct.medieur. p.max.p.): vgl. Wirth 1985, Tuexenia 5: 527.
Hypocenomyce sorophora: Poelt 1964, Mitt.Bot.München 8: 248.
Japewia tornoensis: Schauer 1963, Ber.Bayer.Bot.Ges. 26: 57; Türk & Wunder 1991, Schriftenreihe Bayer.Landesamt Umweltschutz 102: 86.
Koerberiella wimmeriana: Wirth 1973, Nova Hedw. 24: 189 (Aspicilia leucophyma).
Lecanactis umbrina: Wirth 1972, Diss.Bot. 17: 269 (Lecanactis spec.); Wirth 1990, Herzogia 8: 329.
Lecania caeruleorubella: Arnold, Lich. exs. 596; Mayrhofer 1988, Bibl.Lichenol. 28: 47.
Lecania hutchinsiae: Mayrhofer 1988, Bibl.Lichenol. 28: 61.
Lecanora argopholis: Huneck 1975, Herzogia 3: 192 (als Lecanora frustulosa).
Lecanora caesiosora: Poelt 1966, Denkschr.Regensb.bot.Ges. 26, N.F.20: 82.
Lecanora chloroleprosa: Poelt 1972, Hoppea 30: 131.

Lecanora cinereofusca: SCHAUER & BRODO 1966, Nova Hedw. 11: 532.
Lecanora gisleriana: POELT & ULLRICH 1964, Österr.Bot.Z. 111: 261.
Lecanora handelii: POELT & ULLRICH 1964, Österr.Bot.Z. 111: 263.
Lecanora latro: POELT 1966, Denkschr.Regensb.bot.Ges. 26, N.F.20: 83.
Lecanora lojkaeana: POELT 1964, Mitt.Bot.München 8: 260.
Lecanora mughosphagneti: POELT & VĚZDA 1981, Bibl.Lichenol. 16: 181.
Lecanora pannonica: LUMBSCH & FEIGE 1992, Lecanoroid Lichens No.8; WIRTH 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 217 (als Lecanora caesiosora).
Lecanora persimilis: WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 225; JOHN 1990, Beitr.Landespflege Rheinl.-Pfalz 13: 117.
Lecanora reagens: WIRTH 1975, Ber.Bayer.Bot.Ges. 46: 113.
Lecanora rubida: WIRTH 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 8.
Lecanora silvae-nigrae: WIRTH 1969, Nova Hedwigia 17: 181.
Lecanora stenotropa: HUNECK, BOTHE & RICHTER 1990, Herzogia 8: 298.
Lecanora subaurea: POELT & ULLRICH 1964, Österr.Bot.Z. 111: 264.
Lecanora umbrosa: POELT & VĚZDA 1981, Bibl.Lichenol. 16: 178.
Lecidea commaculans: WIRTH unpubl. (Odenwald).
Lecidea hypopta: JACOBSEN 1992, Mitt.AG Geobot. Schl. – Holst.Hamb. 42: 47; WIRTH unpubl.
Lecidea inops: SCHOLZ 1991, Untersuchungen zur Flechtenflora des Harzes, Diss. Halle: 30.
Lecidea insidiosa: POELT 1974, Plant Syst.Evol. 123: 33.
Lecidea phaeops: KÜMMERLING 1991, Bibl. Lichenol. 41: 174 (Odenwaldangabe in GRUMMANN wohl falsch).
Lecidea ullrichii: HERTEL 1988, Lecideaceae exsicc. Nr. 190.
Lecidella bullata: POELT 1972, Hoppea 30: 136; HERTEL 1975, Mitt.Bot.München 12: 144.
Lecidella effugiens (L. asema coll.): LEUCKERT, KNOPH & HERTEL 1992, Herzogia 9: 6.
Lecidella elaeochromoides (L. asema coll.): LEUCKERT, KNOPH & HERTEL 1992, Herzogia 9: 7.
Lepraria eburnea: KÜMMERLING, LEUCKERT & WIRTH unpubl., WIRTH & HEKLAU 1994, Bibl.Lichenol.
Lepraria elobata: WIRTH unpubl. (verbreitet).
Lepraria flavescens: WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 261 (Foto L. crassissima); KÜMMERLING, LEUCKERT & WIRTH unpubl. (Schwäb. Alb).
Lepraria jackii: KÜMMERLING, LEUCKERT & WIRTH unpubl., WIRTH & HEKLAU 1994, Bibl. Lichenol.
Lepraria lobificans: KÜMMERLING 1991, Bibl.Lichenol. 41: 180; KÜMMERLING, LEUCKERT & WIRTH 1993, Nova Hedw. 56: 218.
Lepraria neglecta: KÜMMERLING, TRIEBEL & RAMBOLD 1993, Bibl.Lichenol. 53: 153 (Lepraria neglecta auct. p.max.p. = L. caesioalba)
Lepraria umbricola: WIRTH unpubl. (z.B. Schwarzwald).
Leproloma cacuminum: WIRTH unpubl. (Schwarzwald).
Leproloma diffusum: LEUCKERT & KÜMMERLING 1991, Nova Hedwigia 52: 24.
Leproloma vouauxii: LEUCKERT & KÜMMERLING 1991, Nova Hedwigia 52: 29.
Lichenothelia convexa: HENSSEN 1987, Bibl.Lichenol. 25: 259.
Lichenothelia scopularia: WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 183.
Lichinella stipatula: HENSSEN 1969, Nova Hedw. 15: 547.
Macentina stigonemoides: WIRTH unpubl. (z.B. Schwarzw., Neckar).
Melaspilea granitophila: WIRTH 1975, Ber.Bayer.Bot.Ges. 46: 112.
Metamelanea umbonata: WIRTH 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 219.
Micarea adnata: COPPINS 1983, Bull.Brit.Mus. 11: 110; WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 280; WIRTH 1990: Herzogia 8: 322.
Micarea anterior: KALB 1983, Herzogia 6: 80; WIRTH 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 219.
Micarea botryoides: WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 278; DIEDERICH et al. 1988, Dumortiera 42: 25; Wirth 1990, Herzogia 8: 323.
Micarea curvata: COPPINS 1983, Bull.Brit.Mus. 11: 126.
Micarea excipulata: ERNST unpubl.
Micarea globulosella: COPPINS 1983, Bull.Brit.Mus. 11: 134.

Micarea hedlundii: Coppins 1983, Bull.Brit.Mus. 11: 137; Wirth 1990: Herzogia 8: 323.
Micarea incrassata: Coppins 1983, Bull.Brit.Mus. 11: 137.
Micarea lutulata: Vězda & Wirth 1976, Folia geobot.phytotax. 11: 93.
Micarea myriocarpa: Wirth 1980, Flechtenflora: 345; Coppins 1983, Bull.Brit.Mus. 11: 161.
Micarea subnigrata: Wirth 1987: Flechten-Baden-Württ.: 285; Wirth 1990: Herzogia 8: 324.
Miriquidica atrofulva: Wirth 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 10.
Miriquidica intrudens: Wirth 1969, Nova Hedwigia 17: 178.
Miriquidica nigroleprosa: Poelt 1966, Denkschr.Regensb.bot.Ges. 26: 83.
Moelleropsis humida: Coppins & P.James 1984, Lichenologist 16: 249.
Multiclavula mucida: Poelt 1962, Ber.Bayer.Bot.Ges. 35: 88.
Multiclavula vernalis: Wirth 1990, Herzogia 8: 325 (leg. Muhle).
Mycoblastus affinis: Wirth unpubl. (Schwarzwald).
Mycoblastus fucatus: Wirth 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 13 (Mycoblastus sterilis).
Omphalina alpina: Poelt 1975, Jb.Schutze Alpenpflanzen u. -tiere 40: 91.
Omphalina velutina: Redhead & Kuyper 1987, Arctic and alpine mycology 2: 347.
Orphniospora mosigii: Hertel & Rambold 1988, Mitt.Bot.München 27: (Grummann nur Ostgebiete).
Parmelia borreri: Targ & Lambinon 1965, Bull.Soc.roy.Bot.Belgique 98: 302.
Parmelia septentrionalis: Wirth & Türk 1973, Veröff.Landesst. Naturschutz u. Landschaftspfl. Baden-Württ. 41: 111.
Peltigera ponojensis: Wirth 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 15.
Pertusaria excludens: Wirth 1969, Nova Hedwigia 17: 195.
Pertusaria heterochroa: Hanko 1983, Bibl.Lichenol. 19: 86.
Pertusaria leucosora: Hanko 1983, Bibl.Lichenol. 19: 165.
Pertusaria pupillaris: Wirth 1990, Herzogia 8: 326.
Phaeographis smithii: Ernst & Hauck unpubl.
Phaeophyscia pusilloides: Türk & Wunder 1991, Schriftenreihe Bayer.Landesamt Umweltschutz 102: 89.
Phaeophyscia strigosa: Wirth 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 15.
Phylliscum demangeonii: Wirth 1969, Nova Hedw. 17: 175 (Grummann Eifel Fehlbestimmung).
Physcia dimidiata: Arnold 1891, Ber.Bayer.Bot.Ges. 1891: 33; 1897: 10; Poelt 1955, Mitt. Bot.München 12: 51; Wirth 1969, Nova Hedw. 17: 173.
Physcia magnussonii: Poelt 1966, Denkschr.Regensb.bot.Ges. 26, N.F.20: 75; Wirth 1969, Nova Hedw. 17: 173.
Physcia vitii: Poelt 1964, Mitt.Bot.München 8: 263.
Physconia detersa: Poelt 1966, Denkschr.Regensb.bot.Ges. 26, N.F.20: 79 (Physcia detersa auct. = Physconia enteroxantha).
Placopsis lambii: Wirth 1972, Diss.Bot. 17: 278; Wirth 1987, Flechten Baden-Württ.: 379.
Placopyrenium tatrense: Wirth 1973, Nova Hedw. 24: 182.
Placynthiella icmalea: Wirth 1987, Flechten Baden-Württ.: 428; John 1987, Beitr. Landespfl.Rheinl.-Pfalz 11: 201; Wirth 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 217.
Placynthium asperellum: Wirth 1973, Nova Hedw. 24: 184.
Placynthium stenophyllum: Wirth 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 217.
Porpidia contraponenda: Wirth 1987: Flechten-Baden-Württ.: 390; Wirth 1990: Herzogia: 327; Kümmerling 1991, Bibl.Lichenol. 41: 222.
Porpidia zeoroides: Hertel 1967, Nova Hedw.Beih. 24: 66 (als Lecidea macrocarpa v. trullisata).
Protoparmelia cupreobadia: Poelt & Leuckert 1991, Nova Hedw. 52: 54.
Protoparmelia nephaea: Wirth 1987, Flechten Baden-Württ.: 240; Wirth 1990, Herzogia 8: 320.
Psilolechia leprosa: Feuerer & Ernst 1993, Ber.Bot.Ver.Hamburg: 95.
Psora saviczii: Poelt et alii ined.
Psorotichia diffracta: Wirth 1990, Herzogia 8: 317.
Psorotichia frustulosa: Wirth 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 221.
Pyrenocollema argilospilum: Schwarz unpubl. (Neckarland).

Pyrenopsis picina: WIRTH unpubl. (Schwarzwald).
Ramalina baltica: ERICHSEN 1955, Flechtenflora von Nordwestdeutschland: 346.
Ramalina intermedia: POELT 1972, Hoppea 30: 122.
Rhizocarpon carpaticum: FEUERER 1979, Herzogia 5: 87 (leg. SCHAUER).
Rhizocarpon drepanodes: FEUERER 1978, Ber.Bayer.Bot.Ges. 49: 127.
Rhizocarpon epispilum: WIRTH 1980, Flechtenflora: 444 (leg. SCHUHWERK).
Rhizocarpon eupetraeum: FEUERER 1978, Ber.Bayer.Bot.Ges. 49: 127.
Rhizocarpon furax: POELT 1970, Mitt.Bot.München 8: 194 (leg. WIRTH)
Rhizocarpon jemtlandicum: WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 412 (als Rh. copelandii Chemorasse); WIRTH 1990: Herzogia 8: 327.
Rhizocarpon submodestum: FEUERER 1978, Ber.Bayer.Bot.Ges. 49: 133.
Rhizocarpon superficiale: WIRTH 1980, Flechtenflora: 448.
Rimularia intercedens: FLÖSSNER 1963, Veröff.Mus.Naturk.Karl-Marx-Stadt 2: 104; WIRTH 1987: Flechten Baden-Württ.: 287.
Rinodina arnoldii: MAYRHOFER 1984, J.Hattori Bot.Lab. 55: 376.
Rinodina castanomelodes: MAYRHOFER & POELT 1979, Bibl.Lichenol. 12: 82.
Rinodina efflorescens: WIRTH 1990, Herzogia 8: 328.
Rinodina fimbriata: MAYRHOFER 1984, J.Hattori Bot.Lab. 55: 411; WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 424.
Rinodina freyi: KALB 1976, Herzogia 4: 77; ROPIN & MAYRHOFER 1993, Herzogia 9: 805.
Rinodina glauca: ROPIN & MAYRHOFER 1993, Herzogia 9: 808.
Rinodina griseosoralifera: WIRTH unpubl. (Schwäb. Alb).
Rinodina interpolata: MAYRHOFER & POELT 1979, Bibl.Lichenol. 12: 110 (leg. WIRTH).
Rinodina orcularia: MAYRHOFER & POELT 1979, Bibl.Lichenol. 12: 131.
Rinodina parasitica: MAYRHOFER 1984, J.Hattori Bot.Lab. 55: 450.
Rinodina pityrea: ROPIN & MAYRHOFER ined.
Rinodina purpurifera: POELT 1975, Mitt.Bot.München 12: 3.
Rinodina rinodinoides: MAYRHOFER 1984, J.Hattori Bot.Lab. 55: 434.
Rinodina tephraspis: MAYRHOFER & POELT 1979, Bibl.Lichenol. 12: 60.
Rinodina trachytica: MAYRHOFER 1984, J.Hattori Bot.Lab. 55: 470.
Rinodina tunicata: MAYRHOFER & POELT 1979, Bibl.Lichenol. 12: 154.
Rinodina venostana: MAYRHOFER & POELT 1979, Bibl.Lichenol. 12: 156.
Ropalospora viridis: WIRTH 1984, Tuexenia 5: 523; SÉRUSIAUX, DIEDERICH & ROSE 1985, Dumortiera 33: 32; JOHN 1987, Beitr. Landespfl.Rheinl.-Pfalz 11: 202; WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 201.
Sarcogyne cretacea: POELT 1975, Mitt.Bot.München 8: 252.
Scoliciosporum pruinosum: WIRTH unpubl. (Rheinebene, Schwarzwald).
Spilonema revertens: HENSSEN 1963, Symb.Bot.Upsal. 18: 95; POELT 1966, Denkschr.Regensb.bot.Ges. 26, N.F.20: 79; WIRTH 1990: Herzogia 8: 329.
Stereocaulon leucophaeopsis: WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 187.
Tephromela pertusarioides: WIRTH 1972, Diss.Bot.17: 270; WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 190.
Thelignya lignyota: WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 184 (Porocyphus dispersus).
Thelomma ocellatum: WIRTH 1980, Flechtenflora: 483; WIRTH 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 5.
Toninia physaroides: TIMDAL 1991, Opera Bot. 110: 85.
Toninia opuntioides: TIMDAL 1991, Opera Bot. 110: 77.
Toninia taurica: WIRTH 1981, Stuttgarter Beitr.Naturk. A 349: 16 (Anmerkg. bei T.cinereovirens); WIRTH 1987, Flechten Baden-Württ.: 470 (T.clemens); WIRTH 1990, Herzogia 8: 330; TIMDAL 1991, Opera Bot. 110: 106.
Trapelia geochroa: WIRTH 1980, Flechtenflora: 489.
Trapelia placodioides: WIRTH 1972, Diss.Bot. 17: 283 („Trapelia spec."); WIRTH 1987: Flechten Baden-Württ.: 476; WIRTH 1992, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 147: 221.
Trapeliopsis percrenata: WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 185.
Trapeliopsis pseudogranulosa: WIRTH 1987; Flechten Baden-Württ.: 477; JOHN 1987, Beitr. Landespfl.Rheinl.-Pfalz 11: 202.
Umbilicaria cinereorufescens: WIRTH 1973, Nova Hedw. 24: 188.

Umbilicaria leiocarpa: WIRTH 1969, Nova Hedw. 17: 161.
Usnea madeirensis: CLERC 1991, Candollea 46: 436.
Verrucaria bryoctona: JACOBSEN 1987, Herzogia 7: 619 (als Verrucaria melaenella); WIRTH unpubl. (leg. SCHWARZ).
Verrucaria granulosaria: WIRTH 1990, Herzogia 8: 331.
Verrucaria scabra: WIRTH 1975, Ber.Bayer.Bot.Ges. 46: 111.
Verrucaria thallassina: BRAND & KETNER-OOSTRA in DIJKEMA & WOLFF (eds.) 1983, Flora and vegetation of the Wadden Sea islands and coastal areas (Rotterdam): 405.
Vězdaea acicularis: ERNST unpubl.
Vězdaea aestivalis: TSCHERMAK-WOESS & POELT 1976 in BROWN, D.H. et al., Lichenology: Progress and Problems: 93; WIRTH 1990, Herzogia 8: 331.
Vězdaea retigera: OBERHOLLENZER 1990, Jh.Ges.Naturkde.Württemberg 145: 180.
Xanthoria fulva: POELT & PETUTSCHNIG 1992, Herzogia 9: 111.
Xanthoria ulophyllodes: POELT & PETUTSCHNIG 1992, Herzogia 9: 112.

9. Neukombinationen

Bacidina arnoldiana (Körber) V.Wirth & Vězda **comb.nov.**
Basionym: Bacidia arnoldiana Körber, Parerga Lichenol.:134 (1860).
Bacidina delicata (Larbal. & Leighton) V.Wirth & Vězda **comb.nov.**
Basionym: Lecidea effusa var. delicata Larbal. & Leighton in LEIGHTON, Lich.Fl.Great Britain (ed.3): 371 (1879). Syn.: Bacidia delicata (Larbal. & Leighton) Coppins
Biatora chrysantha (Zahlbr.) Printzen **comb.nov.**
Basionym: Lecidea chrysantha Zahlbr., Ann.Mycol. 19: 236 (1921). – Die Angabe „Ann.Naturhist.Mus.Wien 34: 236 (1921)" in ZAHLBRUCKNERS Catalogus, Band 3, als Ort der Erstbeschreibung ist falsch. Im übrigen beschreibt ZAHLBRUCKNER die Art nochmals mit gleichem Namen als neu in Verh.zool.-bot.Ges.Wien 76: 86 (1927).
Cladonia macilenta Hoffm. ssp. floerkeana (Fr.) V.Wirth **comb.nov.**
Basionym: Cenomyce floerkeana Fries, Lich.suec.exs. no.82 (1824); Schedul.crit.: 18 (1824).
Cladonia pyxidata ssp. chlorophaea (Flörke ex Sommerf.) V.Wirth **comb.nov.**
Basionym: Cenomyce chlorophaea Flörke ex Sommerfelt, Suppl. Fl. Lappon.: 130 (1826).
Cladonia pyxidata ssp. grayi (G.Merrill ex Sandstede) V.Wirth **comb.nov.**
Basionym: Cladonia grayi G.Merrill ex Sandstede, Cladoniae exsiccatae no. 1847 (1929).
Clauzadea cyclisca (Massal.) V.Wirth **comb.nov.**
Basionym: Biatora cyclisca Massalongo, Symmict. Lich.: 40 (1855).
Parmelia quercina (Willd.) Vainio v. carporrhizans (Taylor) V.Wirth **comb.nov.**
Basionym: Parmelia carporrhizans Taylor in Hooker, London J. Bot. 6: 163 (1847).

10. Dank

Für Hinweise und Hilfen danke ich Frau G. ERNST (Ahrensburg), Frau Dr. D. TRIEBEL (München), den Herren Dr. O. BREUSS (Wien), Dr. P. CLERC (Genf), Dr. P. DIEDERICH (Luxembourg), Prof. Dr. H. HERTEL (München), CH. PRINTZEN (München), U. SCHWARZ (Stuttgart), Dr. A. VĚZDA (Brno) und Prof. Dr. R. SANTESSON (Stockholm) sehr herzlich.

11. Literatur

CLAUZADE, G., P. DIEDERICH, P. & C. ROUX (1989): Nelikenigintaj fungoj likenlogaj. Ilustrita determinlibro. – Bull.Soc.Linn. Provence. No. spécial 1: 1–142; San Marino.
GRUMMANN, V. (1963): Catalogus Lichenum Germaniae. – 208 S.; Stuttgart.
KEISSLER, K. VON (1930): Die Flechtenparasiten. – 712 S.; Leipzig.
NIMIS, P.L. (1993): The lichens of Italy. – Museo Regionale di Scienze Naturali Torino, Monografia **12**: 1–897; Torino.

POELT, J. (1969): Bestimmungsschlüssel europäischer Flechten. – 71 + 757 S.; Lehre/Vaduz.
POELT, J. & A. VĚZDA (1977): Bestimmungsschlüssel europäischer Flechten. Ergänzungsheft 1. – Bibl. Lichenol. **9**: 1–258; Vaduz.
– (1981): Bestimmungsschlüssel europäischer Flechten. Ergänzungsheft 2. – Bibl. Lichenol. **16**: 1–390; Vaduz.
PURVIS, O.W., B.J.COPPINS, D.L.HAWKSWORTH, P.W.P.JAMES & D.M.MOORE (1992): The lichen flora of Great Britain and Ireland. – 710 p.; London.
SANTESSON, R. (1993): The lichens and lichenicolous fungi of Sweden and Norway. – 240 p.; Lund.
WIRTH, V. (1994): Die Flechten Baden-Württembergs. – 2.Aufl. (im Druck).

Anschrift des Verfassers:

Dr. VOLKMAR WIRTH, Staatliches Museum für Naturkunde (Museum am Löwentor), Rosenstein 1, D–70191 Stuttgart.

ISSN 0341-0145

Schriftleitung: Dr. Wolfgang Seeger, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart
Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, D-91413 Neustadt a. d. Aisch

HECKMAN
BINDERY INC.
JUNE 98
Bound-To-Please® N. MANCHESTER,
INDIANA 46962

SMITHSONIAN INSTITUTION LIBRARIES
3 9088 01234 2176